

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

LUIZ GABRIEL GEMIN

APLICAÇÕES FOLIARES DE SUSPENSÕES DA MICROALGA *Scenedesmus subspicatus* COMO BIOFERTILIZANTE NO CULTIVO ORGÂNICO DO TOMATEIRO

CURITIBA

2016

LUIZ GABRIEL GEMIN

**APLICAÇÕES FOLIARES DE SUSPENSÕES DA MICROALGA *Scenedesmus
subspicatus* COMO BIOFERTILIZANTE NO CULTIVO ORGÂNICO DO
TOMATEIRO**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Área de Concentração em Produção Vegetal, Departamento de Fitotecnia e Fitossanitarismo, Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná, como parte das exigências para obtenção do título de Mestre em Ciências.

Orientador: Prof. Dr. Átila Francisco Mógor

CURITIBA

2016

G322 Gemin, Luiz Gabriel

Aplicações foliares de suspensões da microalga *Scenedesmus subspicatus* como biofertilizante no cultivo orgânico do tomateiro. / Luiz Gabriel Gemin. - Curitiba: 2016.
55 f. il.

Orientador: Átila Francisco Mógor
Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal do Paraná.
Setor de Ciências Agrárias. Programa de Pós-Graduação em Agronomia.

1. Agricultura orgânica. 2. Microalga. 3. Tomateiro. I. Mógor, Átila Francisco. II. Universidade Federal do Paraná. Setor de Ciências Agrárias. Programa de Pós-Graduação em Agronomia. III. Título.

CDU 631.873:635.64



UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ
SETOR DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM
AGRONOMIA - PRODUÇÃO VEGETAL

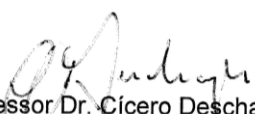



PARECER

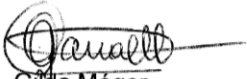
Os membros da Banca Examinadora designada pelo Colegiado do Programa de Pós-Graduação em Agronomia - Produção Vegetal, reuniram-se para realizar a arguição da Dissertação de MESTRADO, apresentada pelo candidato **LUIZ GABRIEL GEMIN**, sob o título **“APLICAÇÕES FOLIARES DE SUSPENSÕES DA MICROALGA *Scenedesmus subspicatus* COMO BIOFERTILIZANTE NO CULTIVO ORGÂNICO DO TOMATEIRO”**, para obtenção do grau de Mestre em Ciências do Programa de Pós-Graduação em Agronomia - Produção Vegetal do Setor de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Paraná.


Após haver analisado o referido trabalho e argüido o candidato são de parecer pela **"APROVAÇÃO"** da Dissertação.

Curitiba, 20 de Julho de 2016.


Professor Dr. Cícero Deschamps
Coordenador do Programa


Professora Dra. Giuseppina Pace Pereira Lima
Primeira Examinadora


Dra. Gilda Mógor
Segunda Examinadora


Professor Dr. Oswaldo Teruyo Ido
Terceiro Examinador


Professor Dr. Átila Francisco Mógor
Presidente da Banca e Orientador

AGRADECIMENTOS

Inicialmente agradeço a Deus pela saúde e proteção em todos os momentos.

A minha família, pelo carinho, apoio e incentivo, lembrando principalmente dos meus pais, João e Irene e minha esposa Alyne.

Ao Prof. Dr. Átila Francisco Mógor, pela dedicação, incentivo, preocupações e amizade. Pela orientação e principalmente pelos conselhos e contribuições prestadas durante todo o decorrer do desenvolvimento deste projeto.

Aos Professores Dr. Luiz Antonio Biasi, Dr. Ricardo Augusto de Oliveira, Dr. Joao Carlos Bessalho Filho, Dr. Oswaldo Teruyo Ido e Dra. Giuseppina Pace Pereira Lima, pela amizade, contribuições e sugestões no trabalho.

A Gilda Mógor pelos conselhos, amizade, auxílio nas atividades desempenhadas ao longo da dissertação e pelas correções no trabalho.

Aos demais professores do curso de Pós-Graduação em Produção Vegetal, da Universidade Federal do Paraná, pela oportunidade da obtenção deste título e pelos ensinamentos que contribuíram no aperfeiçoamento da minha formação profissional.

Aos meus amigos Danilo Hiromoto, Vivian Szilagyi, Juliana de Oliveira Amatussi, Gabriel Lara, Catherine P. G. Machulek pela amizade, apoio a campo e em laboratório nas atividades realizadas e pelos momentos de descontração.

À Coordenadoria de Aperfeiçoamento de Pessoal do Ensino Superior (CAPES) pelo apoio financeiro através da bolsa de estudos.

RESUMO

O interesse por sistemas de produção agrícola que utilize práticas sustentáveis evitando o uso de substâncias sintéticas com potencial de dano ao ambiente e aos consumidores têm crescido no Brasil. Desta forma, a agricultura orgânica tem se destacado na produção de alimentos. Com a finalidade de estudar o efeito da aplicação da biomassa da microalga *Scenedesmus subspicatus*, na produção orgânica do tomateiro (*Solanum lycopersicon*), foi instalado um experimento em cultivo protegido na área de Olericultura Orgânica da Universidade Federal do Paraná, localizada no município de Pinhais – PR. Para tanto, soluções aquosas foram aplicadas às folhas das plantas do tomateiro cv. Alambra® nas concentrações de 0,5, 1,0 e 1,5 g.L⁻¹ da biomassa liofilizada da microalga e uma testemunha com aplicação de água. Foram determinados a área foliar, massa fresca e massa seca das folhas e diâmetro dos caules. O número de frutos, massa total de frutos por terço, calibre dos frutos e produtividade total por hectare também foram obtidos. Foram realizadas análises bioquímicas no tecido foliar (pigmentos, açúcares totais, aminoácidos totais livres, flavonoides totais e compostos fenólicos totais). As aplicações com a biomassa da microalga promoveram aumento na massa média de frutos e no número de frutos das porções apicais do tomateiro na concentração de 0,5 g.L⁻¹. Os tratamentos com 1,0 e 1,5 g.L⁻¹ promoveram aumento da área foliar e das massas fresca e seca das folhas. O diâmetro do caule na porção apical foi significativamente superior na concentração de 0,5 g.L⁻¹. O conteúdo de aminoácidos totais livres no tecido vegetal apresentou concentrações maiores nas plantas submetidas às concentrações de 1,0 e 1,5 g.L⁻¹. Por fim, as aplicações da biomassa da microalga *Scenedesmus subspicatus* promoveram alterações no número de frutos, calibre dos frutos, incremento na produção, expansão foliar e aumento na concentração de aminoácido livres nas folhas, apresentando efeito biofertilizante no cultivo do tomateiro em sistema orgânico.

Palavras-chave: Agricultura Orgânica. *Solanum lycopersicon*. Promoção do crescimento vegetal.

ABSTRACT

The interest in agricultural production systems that use sustainable practices avoiding the use of synthetic substances with potential damage to the environment and consumers have grown in Brazil. In this manner, organic agriculture has been prominent in the production of food. In order to study the effect of application of biomass of microalgae *Scenedesmus subspicatus* in the organic production of tomato (*Solanum lycopersicon*), an experiment was installed in protected cultivation in organic horticulture area of the Federal University of Parana, located in Pinhais - PR. Therefore, aqueous solutions were applied to the leaves of tomato plants cv. Alambra® at concentrations of 0.5, 1.0 and 1.5 g.L⁻¹ of lyophilized biomass of microalgae and a control with application of water. It was determined leaf area, fresh and dry mass of leaves and diameter of caulis. Fruits number, total mass of fruits per third of, caliber of the fruits and total productivity per hectare were also obtained. It was conducted biochemical analyzes in leaf tissue (pigments, total sugars, total free amino acids, total flavonoids and total phenolic compounds). The applications of microalga biomass promoted increase in the average fruit mass and the number of fruits of the apical portions of the tomato plant in the concentration of 0.5 g.L⁻¹. The treatments with 1.0 and 1.5 g.L⁻¹ promoted increases in leaf area, fresh mass and dry mass of leaves. The stem diameter at the apical portion was significantly higher in concentration of 0.5 g.L⁻¹. Finally, the applications of biomass microalga *Scenedesmus subspicatus* promoted alterations of the number of fruits, size of the fruits, increment in the production, leaf expansion and increase in the concentration of free amino acid in the leaves, presenting biofertilizer effect on tomato cultivation in organic system.

Key words: Organic agriculture. *Solanum lycopersicon*. Plant growth promotion.

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1 -	IMAGEM EM MICROSCOPIA DA MICROALGA <i>Scenedesmus subspicatus</i>	20
FIGURA 2 -	BANDEJAS PREENCHIDAS COM SUBSTRATO PARA A PRODUÇÃO DAS MUDAS DE TOMATE.....	25
FIGURA 3 -	(a) FASE VEGETATIVA DA AVEIA PRETA (<i>Avena strigosa</i>); (b) PALHADA DE AVEIA PRETA.....	25
FIGURA 4 -	PREPARO DOS SULCOS DE PLANTIO PARA A APLICAÇÃO DE ADUBOS.....	26
FIGURA 5 -	(a) PALANQUES UTILIZADOS COMO ESTRUTURA DE SUPORTE PARA OS TOMATEIROS (b) BAMBUS UTILIZADOS PARA REFORÇAR A ESTRUTURA DE SUPORTE.....	27
FIGURA 6 -	(a) FITILHOS AMARRADOS NAS LINHAS DE ARAMES SUPERIOR E INFERIOR DA 'ESTRUTURA DE SUSTENTAÇÃO (b) IRRIGAÇÃO POR GOTEJAMENTO.....	27
FIGURA 7 -	(a) SOLUÇÕES AQUOSAS PREPARADAS COM DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DA BIOMASSA DA MICROALGA <i>Scenedesmus subspicatus</i> (0,5 g.L ⁻¹ ; 1,0 g.L ⁻¹ e 1,5 g.L ⁻¹) (b) BIOMASSA LIOFILIZADA DA MICROALGA.....	29
FIGURA 8 -	PULVERIZAÇÃO DOS TRATAMENTOS NOS TOMATEIROS E INDICAÇÃO DA PRESSÃO UTILIZADA.....	30
FIGURA 9 -	(a) TELA COM A INDICAÇÃO DO SOFTWARE WINRHIZO PRO® VERSÃO 2013 (b) SCANNER EPSON® (MODELO V700 PHOTO)	31
FIGURA 10 -	(a) MENSURAÇÃO DO CALIBRE DE FRUTO; (b) MENSURAÇÃO DE MASSA DE FRUTO.....	32
FIGURA 11 -	ÁREA FOLIAR MÉDIA DO TOMATEIRO cv. ALAMBRA F1®, SUBMETIDO À APLICAÇÕES DA BIOMASSA DA MICROALGA (<i>S. subspicatus</i>) EM CULTIVO PROTEGIDO, PINHAIS – PR.....	34

FIGURA 12 -	MASSA FRESCA DAS FOLHAS DO TOMATEIRO cv. ALAMBRA F1®, SUBMETIDO À APLICAÇÕES DA BIOMASSA DA MICROALGA (<i>S. subspicatus</i>) EM CULTIVO PROTEGIDO, PINHAIS – PR.....	35
FIGURA 13 -	MASSA SECA DAS FOLHAS DO TOMATEIRO cv. ALAMBRA F1®, SUBMETIDO À APLICAÇÕES DA BIOMASSA DA MICROALGA (<i>S. subspicatus</i>) EM CULTIVO PROTEGIDO, PINHAIS – PR.....	35
FIGURA 14 -	DIÂMETRO MÉDIO DO CAULE DA PORÇÃO MEDIAL E APICAL DO TOMATEIRO cv. ALAMBRA F1®, SUBMETIDO À APLICAÇÕES DA BIOMASSA DA MICROALGA (<i>S. subspicatus</i>) EM CULTIVO PROTEGIDO, PINHAIS – PR.....	36
FIGURA 15 -	PRODUTIVIDADE TOTAL ESTIMADA DE TOMATE CV. ALAMBRA F1® POR HECTARE, SUBMETIDO À APLICAÇÕES DA BIOMASSA DA MICROALGA (<i>S. subspicatus</i>) EM CULTIVO PROTEGIDO, PINHAIS – PR.....	40

LISTA DE TABELAS

TABELA 1 -	NÚMERO DE FRUTOS POR TERÇO DOS TOMATEIROS cv. ALAMBRA F1®, SUBMETIDO À APLICAÇÕES DA BIOMASSA DA MICROALGA (<i>S. subspicatus</i>) EM CULTIVO PROTEGIDO, PINHAIS – PR.....	37
TABELA 2 -	MASSA TOTAL DE FRUTOS POR TERÇO (Kg) DOS TOMATEIROS cv. ALAMBRA F1®, SUBMETIDO À APLICAÇÕES DA BIOMASSA DA MICROALGA (<i>S. subspicatus</i>) EM CULTIVO PROTEGIDO, PINHAIS – PR.....	38
TABELA 3 -	NÚMERO DE FRUTOS POR CLASSE DE CALIBRE DOS TOMATEIROS cv. ALAMBRA F1®, SUBMETIDO À APLICAÇÕES DA BIOMASSA DA MICROALGA (<i>S. subspicatus</i>) EM CULTIVO PROTEGIDO, PINHAIS – PR.....	39
TABELA 4 -	VALORES DAS ALTERAÇÕES BIOQUÍMICAS NO TECIDO FOLIAR NO TOMATEIRO cv. ALAMBRA F1®, SUBMETIDO À APLICAÇÕES DA BIOMASSA DA MICROALGA (<i>S. subspicatus</i>) EM CULTIVO PROTEGIDO, PINHAIS – PR	41

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	12
2. REVISÃO DE LITERATURA	14
2.1 ORIGEM GEOGRÁFICA E HISTÓRIA DO TOMATEIRO	14
2.2 BOTÂNICA DO TOMATEIRO	14
2.3 PRODUÇÃO MUNDIAL DO TOMATE	16
2.4 PRODUÇÃO ORGÂNICA.....	16
2.5 BIOFERTILIZANTES.....	18
2.6 MICROALGAS	19
2.6.1 Bioatividade das Microalgas em Plantas.....	21
3 MATERIAL E MÉTODOS	24
3.1 LOCALIZAÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO.....	24
3.2 METODOLOGIA E PROCEDIMENTOS	24
3.2.1 Produção de Mudas e Plantio	24
3.2.2 Condições de Cultivo da Microalga e Obtenção de Biomassa	28
3.2.3 Procedimentos para Aplicação da Microalga a Campo.....	28
3.2.4 Metodologia das Análises Biométricas e de Produção.....	30
3.2.5 Metodologia das Análises Bioquímicas	32
3.2.6 Análises Estatísticas	33
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	34
5 CONCLUSÕES	44
6 CONSIDERAÇÕES FINAIS	45
REFERÊNCIAS.....	46

1 INTRODUÇÃO

O tomateiro (*Solanum lycopersicum*) é originário da região andina da América do Sul e possui característica cosmopolita, sendo comercializado em âmbito mundial (CLEMENTE; BOITEUX, 2012). Considerando o volume de produção, o Brasil ocupa o nono lugar no cultivo desta olerícola, sendo a China a maior produtora, com cerca de 31%. Na esfera nacional, os estados com destaque são Goiás, São Paulo, Minas Gerais e Paraná, resultando em 70% do cultivo no país (IBGE, 2012).

No Paraná o plantio de tomate está em segundo lugar no ranking de volume de produção, perdendo apenas para o cultivo da batata (SALVADOR, 2012), o que demonstra a importância desta hortaliça para o estado. Na maioria das regiões brasileiras o consumo do tomate é feito através de produtos processados como molhos ou extratos, no entanto, parte da população consome este produto *in natura*, principalmente como salada (CLEMENTE; BOITEUX, 2012; SOUZA; RESENDE, 2006).

Deste modo, é importante ressaltar que este fruto possui característica organoléptica, que promove funcionalidade, pois sua composição possui o licopeno, um antioxidante natural (CERQUEIRA et al., 2015), além de ser rico em grandes quantidades de vitaminas (A, complexo B e C) e sais minerais (potássio e cálcio) (DA SILVA et al., 2006).

Atualmente, busca-se o aumento da produção de alimentos com foco na melhoria da qualidade. Desta forma, cresce o interesse em práticas de agricultura cada vez mais sustentáveis, tais como a orgânica, que além de proporcionar maior conservação ambiental, produz alimentos sem contaminação por metais pesados e com maior valor biológico. Outra vantagem é que há maior emprego da mão-de-obra e rendimentos econômicos mais satisfatórios, possibilitando que o agricultor continue no campo (KHATOUNIAN, 2001; SOUZA; RESENDE, 2006).

Segundo Luz et al. (2007) tem ocorrido um aumento na procura pelo tomate orgânico produzido sem agrotóxicos e geralmente certificado por órgãos específicos. Outra vantagem, é que este modo de produção assegura o fornecimento de alimentos saudáveis, mais saborosos e de maior durabilidade (BRASIL, 2015).

A criação das normas para a produção de produtos orgânicos vegetais e animais (Lei nº 10.831, de dezembro de 2003, regulamentada pelo decreto nº 6.323, de 27 de dezembro de 2007) possibilitou a regulamentação deste sistema de

produção no país (BRASIL, 2003). O interesse dos agricultores brasileiros com relação a produção de orgânicos cresceu 51,7% entre janeiro de 2014 e janeiro de 2015, o que demonstra a procura por sistemas de produção que adotem práticas saudáveis e responsáveis do uso do solo, da água, do ar e da biodiversidade (BRASIL, 2015). Esta é uma atividade que vem crescendo ano a ano e cerca de 22,5% dos municípios brasileiros têm produção orgânica, chegando atualmente a 14.449 mil unidades de produção (BRASIL, 2016).

O uso de produtos biofertilizantes contendo algas tem sido estudado na agricultura orgânica. No cultivo protegido de tomate, Koyama et al. (2012) obtiveram rendimentos significativos na produtividade sem que ocorressem modificações nas características dos frutos e no crescimento das plantas, quando submetido a concentração de 0,3% da alga *Ascophyllum nodosum*. Garcia-Gonzalez e Sommerfeld (2015) realizaram aplicações em sementes e em mudas de tomate utilizando a microalga *Acutodesmus dimorphus*, obtendo como resultado o aumento na germinação das sementes, bem como maior crescimento das mudas de tomate.

Estudos recentes demonstraram o potencial de *Scenedesmus subspicatus* como promotor do crescimento vegetal (MÓGOR et al., 2011). O uso agrícola desta microalga foi objeto de registro de patente sob o nº 221112334151, de 26 Dezembro de 2011 e também tema de projeto de pesquisa com apoio do CNPq, intitulado: "Desenvolvimento de produto promotor de crescimento vegetal a partir de microalgas".

A aplicação de produtos naturais em sistemas orgânicos de produção que favoreçam o desenvolvimento e crescimento das plantas, torna-se uma prática interessante a ser empregada pelos agricultores, principalmente devido à falta de estudos, especialmente no Brasil, sobre a utilização das microalgas na agricultura. Assim, tendo em vista a relevância da cadeia produtiva do tomate e a importância atualmente dada aos produtos orgânicos, buscou-se nesta pesquisa estudar o efeito de aplicações foliares de suspensões da biomassa da microalga *Scenedesmus subspicatus*, em diferentes concentrações, no cultivo orgânico do tomateiro, avaliando variáveis biométricas, bioquímicas e de produção.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 ORIGEM GEOGRÁFICA E HISTÓRIA DO TOMATEIRO

Estudos demonstram que os prováveis sítios de origem do tomate são a região andina (na América do sul), partindo desde o Equador e passando pela Colômbia, Peru, Bolívia e região norte do Chile. No entanto, não restam dúvidas quanto a sua domesticação, que ocorreu no México, local classificado como centro de origem secundário (ALVARENGA et al., 2013).

A difusão do cultivo do tomate para o Velho Mundo teve início nos tempos das grandes navegações, em meados do século XVI, pelos Espanhóis. Os europeus associavam o fruto como algo danoso à saúde, pois era muito semelhante a Mandrágora, uma solanácea extremamente venenosa, que apresenta alta concentração de alcalóides. Sabe-se que nos frutos verdes do tomateiro há a presença de um alcalóide denominado como tomatina, mas quando os tomates amadurecem tais compostos sofrem alterações, sendo inertes e incapazes de trazer malefícios a saúde (ALVARENGA et al., 2013). No entanto, este fato influenciou na velocidade de disseminação da cultura, sendo a maior vocação do cultivo no século XVI, para fins de ornamentação dos jardins europeus (FILGUEIRA, 2000).

De acordo com Harvey et al. (2002) após dois séculos da introdução do tomate na Europa o fruto começou a ser popularizado, principalmente na Espanha e Itália, sendo posteriormente disseminado para as regiões da Ásia e da América do Norte.

No Brasil, o cultivo do tomateiro foi introduzido no século XIX pelos imigrantes europeus, principalmente por espanhóis, italianos e portugueses. Atualmente, o tomate e a batata são as olerícolas com maior destaque (CEASA, 2013).

2.2 BOTÂNICA DO TOMATEIRO

A família botânica Solanaceae compreende cerca de oitenta e cinco gêneros distribuídos em todo o mundo, sendo especialmente abundantes nas Américas. Muitas espécies desta família apresentam importância econômica, como as hortaliças. Exemplos frequentes são as várias espécies dos gêneros de *Capsicum* e *Solanum*, das quais destacam-se as pimentas e pimentões (*C. annuum* L.), as pimentas

malagueta e tabasco (*C. frutescens* L.), pimentas de-cheiro (*C. chinense* Jacq.), a berinjala (*Solanum melogena* L.), o jiló (*Solanum jilo* L.), a batata (*Solanum tuberosum* L.) e o tomate (*Solanum lycopersicon* L.) (FILGUEIRA, 2003).

Originalmente, de acordo com Linnaeus (1753) o tomateiro integrava o gênero *Solanum*, mas em 1754 Miller separou os tomates das batatas, criando um novo gênero denominado *Lycopersicon*, para diferenciar de *Solanum*. Atualmente, se integrou o gênero *Lycopersicon* ao *Solanum*, pois pesquisadores da área de botânica fizeram análises combinando características morfológicas e moleculares definindo de maneira consistente o exato gênero do tomate, *Solanum* (CLEMENTE; BOITEUX, 2012).

O tomateiro apresenta característica de planta perene com porte arbustiva, podendo desenvolver-se de forma rasteira, semi-ereta ou ereta. Seu crescimento é satisfatório em amplo espectro de latitude, tipos de solos, temperaturas e métodos de cultivo. Contudo, temperaturas abaixo de 10 °C, iluminação inferior a nove horas e drenagem ineficiente podem retardar o crescimento da planta. Em geral, suas raízes podem ultrapassar 1,5 metros de comprimento, sendo que 70% do volume radicular encontra-se na porção de 0 a 20 cm do solo. A parte aérea apresenta caule ereto no início do ciclo, recoberto por pelos glandulares e sua coloração é esverdeada devido à presença de clorofilas, que por sua vez são ativas, colaborando para a realização da fotossíntese (ALVARENGA, 2013).

Esta espécie ainda apresenta uma curiosidade a respeito do seu crescimento, sendo possível encontrar plantas que se desenvolvem indefinidamente, ao passo que a produção de folhas, caules e frutos não param de se desenvolver, e plantas de crescimento determinado, onde cada haste ou ramificação apresentam uma ramo floral apical, o qual limita seu desenvolvimento vegetativo (ALVARENGA, 2013)

De acordo com Silva e Giordano (2000) suas flores são pequenas e amarelas, tendo formato de cachos ou racemo e são hermafroditas, o que aumenta a taxa de autopolinização. Também possui inflorescência cimeira de formas simples, bifurcadas ou ramificadas.

Segundo Clemente e Boiteux (2012) o fruto do tomateiro é do tipo baga, com diferentes tamanhos e formatos, constituindo-se de película, polpa, placenta e sementes. Internamente, é dividido em lóculos onde as sementes encontram-se imersas na mucilagem placentária e dependendo da cultivar, os frutos podem ser biloculares, triloculares, tetraloculares ou pluriloculares.

2.3 PRODUÇÃO MUNDIAL DO TOMATE

Segundo dados da FAO (*Food and Agriculture Organization of the United Nations*) (2012), no ranking de volume de produção mundial (*in natura* e tipo indústria), o país que apresentou maior destaque no ano de 2013 foi a China, com 50,5 milhões de toneladas do fruto (aproximadamente 35% da produção mundial), seguido da Índia com cerca 18,2 milhões de toneladas, e em terceiro lugar, com 12,5 milhões de toneladas, os Estados Unidos, vindo na sequência Turquia, Egito, Irã, Itália e Espanha. O Brasil encontra-se em nono lugar no ranking, com uma produção de 3,8 milhões de toneladas no ano de 2012, englobando tanto tomate para processamento industrial quanto para o consumo *in natura*. De todos os produtos agrícolas produzidos no país, considerando apenas volume de produção, o tomate atinge o 12º lugar, contudo, de todas as olerícolas produzidas o tomate ocupa o 1º lugar (FAO, 2012).

A safra brasileira do ano de 2014 ultrapassou 4,145 milhões de toneladas do fruto e em 2015 a produção retraiu, chegando a aproximadamente 3,544 milhões de toneladas (IBGE, 2014).

No estado do Paraná, cerca de 38,63% da produção de tomates foi obtida dentro do estado, totalizando cerca de 276.823 toneladas. O restante da produção comercializada tem origem em outros estados devido as limitações climáticas no período de outono/inverno (CEASA, 2013).

2.4 PRODUÇÃO ORGÂNICA

A busca pela sustentabilidade em uma linha de produção agrícola tem como objetivo priorizar novas alternativas de manejo distintas do convencional, sendo menos agressiva ao meio ambiente e ao homem e buscando ganhos no rendimento financeiro de curto a longo prazo aos agricultores. Os sistemas de produção tais como orgânico, natural, biológico e biodinâmico, entre outros, podem ser considerados alternativas ao atual modelo de produção denominado convencional e são partes essenciais de uma agricultura que busca a sustentabilidade (KHATOUNIAN, 2001). No Brasil, a Lei nº 10.831, de dezembro de 2003, regulamentada pelo decreto nº 6.323, de 27 de dezembro de 2007, dispõe sobre a agricultura orgânica, dá outras providências e estabelece a seguinte conceituação e definição oficial:

Considera-se sistema orgânico agropecuária todo aquele em que se adotam técnicas específicas, mediante a otimização do uso de recursos naturais e socioeconômicos disponíveis e o respeito à integridade cultural das comunidades rurais, tendo por objetivo a sustentabilidade econômica e ecológica, a maximização dos benefícios sociais, a minimização da dependência de energia não-renovável, empregando, sempre que possível, métodos culturais, biológicos e mecânicos, em contraposição ao uso de materiais sintéticos, a eliminação do uso de organismos geneticamente modificados e radiações ionizantes, em qualquer fase do processo de produção, processamento, armazenamento, distribuição e comercialização, e a proteção do meio ambiente.

Diante dos fundamentos desta lei, o emprego com êxito do cultivo de tomate orgânico depende de cuidados na escolha das variedades ou cultivares, da área de plantio (em áreas abertas ou em cultivo protegido), observação do clima mais favorável para a planta, da adubação corretamente empregada ao cultivo, de práticas de manejo e finalmente do controle de agentes patogênicos e insetos.

Da Silva et al. (2011) testaram onze linhagens de tomates com o objetivo de verificar qual se adaptaria a temperaturas mais elevadas em sistema orgânico na região de Montes Claros - MG (semi-árido). Do total, apenas dois cultivares se sobressaíram em temperaturas mais elevadas produzindo satisfatoriamente, indicando a importância da escolha do material a ser propagado juntamente com o local de implantação.

Caliman et al. (2005) apresentaram o desempenho de cultivares de tomate no sistema orgânico em dois ambientes, a campo e protegido. No cultivo protegido as plantas apresentaram maior produtividade, pois a temperatura neste ambiente apresenta menor oscilação do que em um local aberto (afeta a relação da absorção dos nutrientes). O controle de pragas e doenças é minimizado favorecendo a maior produção em comparação a campo.

Ainda, Schallenberger et al. (2011) afirmam que no sistema orgânico o controle de pragas apresenta uma barreira devido à escassez de ferramentas, contudo, demonstra que a utilização de malhas nas estufas de cultivo de tomate são viáveis para a produção, pois são usadas contra a entrada de insetos e pragas durante o desenvolvimento das plantas.

2.5 BIOFERTILIZANTES

Na produção orgânica a utilização de biofertilizantes é uma técnica difundida entre os agricultores (PICOLLI et al., 2009) e regulamentada na Instrução Normativa 46, de 6 de outubro de 2011, que tem a seguinte definição (BRASIL, 2011):

Biofertilizantes são definidos como sendo produtos que contém componentes ativos ou agentes biológicos, capazes de atuar, direta ou indiretamente, sobre o todo ou parte das plantas cultivadas, melhorando o desempenho do sistema de produção, sendo também isentos de substâncias proibidas pela regulamentação de orgânicos.

Nos últimos anos o sistema de cultivo orgânico teve um crescimento acelerado no Brasil e a população têm procurado alimentos saudáveis, isto é, cada vez mais produzidos sem a utilização de fertilizantes minerais e tratados sem agrotóxicos (KISS, 2004). Deste modo, a utilização de compostos biológicos a base de microorganismos como, por exemplo, bactérias, leveduras e algas, vem crescendo significativamente nas últimas décadas (CARVALHO, 2014).

Alfonso et al. (2005) realizaram análises da rizosfera com o objetivo de estudar os microorganismos presentes no cultivo do tomate. O gênero *Azospirillum* foi encontrado naturalmente na rizosfera, assim, quando suplementado as plantas com biofertilizante contendo esta bactéria, foram observados ganhos de produtividade significativas em relação à testemunha sem aplicação.

A aplicação de extratos contendo leveduras da espécie *Saccharomyces cerevisiae* induziu em plântulas de pepino o aumento da resistência a doença denominada antracnose, favorecendo o desenvolvimento e melhorando o aspecto do cultivo (ZANARDO, 2009).

É possível considerar os extratos de algas como agentes que reduzem o estresse causado por condições adversas, uma vez que afetam o sistema antioxidante (enzimático e não-enzimático) das plantas, aumentando a tolerância do vegetal quando expostos a condições ambientais adversas, melhorando a capacidade de recuperação após o estresse (ZHANG et al., 2002; NAIR et al., 2011).

O conteúdo de compostos fenólicos e flavonóides da inflorescência de couve-flor (*Brassica oleraceae* cv. Caraflex), foi incrementado após a aplicação de dois produtos diferentes, AlgaGreen® e XT®. Estes, aumentaram a quantidade de tais compostos, sem influenciar a produtividade (LOLA-LUZ et al., 2013). O teor de

vitamina C também foi incrementado nas folhas de alface 'Elba' em até 22,54% após pulverizações com solução do extrato de *Ascophyllum nodosum*, indicando que biofertilizantes podem beneficiar a qualidade nutricional de vários produtos de origem agrícola (PINTO et al., 2005).

Segundo Zodape et al. (2011) concentrações do extrato de *Sargassum johnstonii*, influenciaram significativamente o número, massa e a qualidade de frutos de tomate (*Solanum lycopersicum* cv. Pusa Ruby). Ao todo, foram realizadas quinze aplicações entre as fases vegetativas e reprodutivas do ciclo do tomateiro, sendo que os melhores resultados foram obtidos nos tratamentos que continham de 8% a 10% do extrato de alga.

Neste contexto, e na agricultura em geral, há a necessidade da utilização de produtos alternativos que estejam em conformidade com a legislação, como os biofertilizantes, os quais, de acordo com Bezerra et al. (2007) estimulam o crescimento das raízes e o desenvolvimento das plantas, uma vez que são considerados ativadores metabólicos. De acordo com Santos e Akiba (1996) esses ativadores metabólicos são compostos de proteínas, enzimas, vitaminas, aminoácidos, fenóis, ésteres e de ação fito-hormonal, sendo produzidos e liberados pelo metabolismo dos microrganismos, atuando como estimuladores do crescimento vegetal (ALBUQUERQUE NETO; ALBUQUERQUE, 2008).

2.6 MICROALGAS

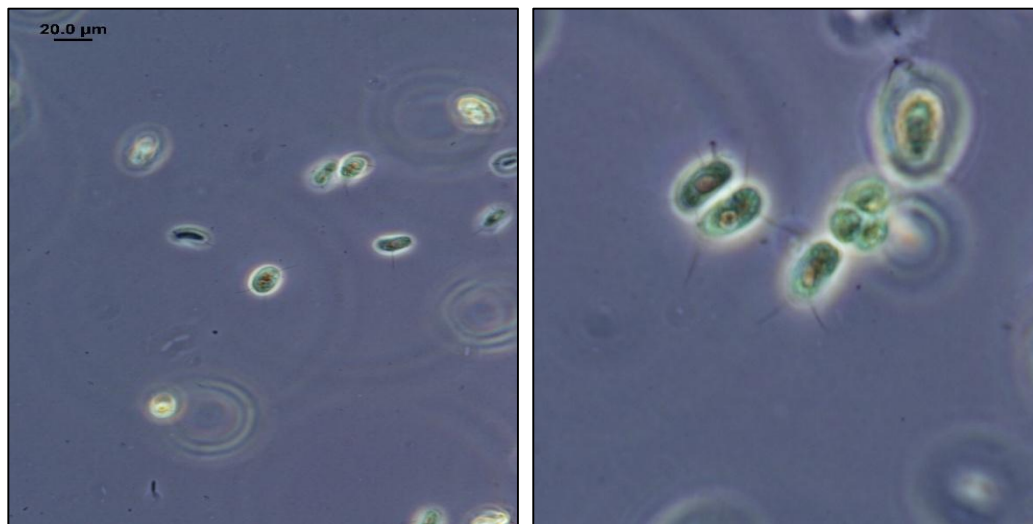
O potencial biotecnológico das microalgas tem despertado interesse, principalmente devido à identificação de substâncias que são sintetizadas por estes organismos (ÖRDÖG et al., 2004). A adoção de técnicas que promovam o aumento da produtividade com foco na sustentabilidade dos sistemas agrícolas e que sejam coerentes com as questões ambientais tornam-se prioritárias (MÓGOR et al., 2008). Assim, a busca por alternativas que utilizem produtos naturais e que apresentem efeito promotor no crescimento vegetal tem se difundido (ZHANG et al., 2002).

Mata et al. (2010) conceitua as microalgas como seres microscópios e unicelulares, que possuem a capacidade de realizar fotossíntese, sendo encontradas em diversos ambientes aquáticos.

A organização estrutural desses seres microscópicos apresentam dois tipos: procariótica e eucariótica. Os procarióticos têm representantes nas divisões Cyanophyta e Prochlorophyta, enquanto os eucarióticos nas divisões Chlorophyta, Euglenophyta, Rhodophyta, Haptophyta (Prymnesiophyta), Heterokontophyta (Bacillariophyceae, Chrysophyceae, Xanthophyceae etc.), Cryptophyta e Dinophyta (DERNER et al., 2006; FERREIRA et al., 2013).

Da classe das Chlorophyceae, ordem Sphaeropleales e da família Scenedesmaceae, as microalgas do gênero *Scenedesmus*, segundo Bicudo e Menezes (2006), são as mais abundantes encontradas nos ambientes aquáticos e apresentam uma vasta variação morfológica dentro de cada espécie. Komárek e Fott (1983), em seu trabalho de identificação de microalgas do gênero *Scenedesmus*, afirmam que podem ser classificadas até 103 espécies, incluindo as microalgas do gênero *Desmodesmus*, que antigamente eram classificadas como *Scenedesmus*. Nesta pesquisa optou-se por estudar a microalga da espécie *S. subspicatus* (Figura 1), visto o potencial de crescimento vegetativo em plantas (MÓGOR et al., 2011).

FIGURA 1 - IMAGEM EM MICROSCOPIA DA MICROALGA *Scenedesmus subspicatus*



FONTE: Mógor, G. (2011).

A capacidade fotossintética das microalgas as tornam eficientes produtoras primárias de biomassa (GAMAL, 2010), cuja aplicação mais comum é na aquicultura, servindo direta ou indiretamente para a alimentação de peixes, crustáceos e moluscos (DERNER et al., 2006). Muitas microalgas são utilizadas para a produção de alimentos, por produzirem diversas substâncias como vitaminas, sais minerais, pigmentos, lipídios e ácidos graxos (MORAIS; COSTA, 2008). Outras aplicações envolvem o tratamento das águas residuais de processos industriais, a detoxificação biológica e remoção de metais pesados, a biorremediação do solo e a produção de biocombustíveis (DERNER et al., 2006; GAMAL, 2010).

Os lipídeos, biomoléculas importantes na cadeia de produção do biodiesel, são responsáveis em média por 27% da biomassa seca total de microalgas da espécie *Scenedesmus obliquus* (MATA et al., 2013) e em comparação aos cultivos agrícolas, as microalgas tem maior capacidade de produção de óleos por hectare, gerando cerca de 94,7% de óleo a mais em relação a palma e 99,7% comparado com a soja (CHISTI, 2007¹ apud SILVA et al., 2015).

2.6.1 Bioatividade das Microalgas em Plantas

Dentre as inúmeras aplicações a utilização das microalgas para a produção de biofertilizantes também deve ser considerada, pois não só os lipídeos, mas também outras biomoléculas podem ser produzidas pelo seu metabolismo, sendo estas as proteínas, os aminoácidos, os carboidratos e até mesmo os fitohormônios, tais como auxinas, citocininas e poliaminas (BECKER, 2007; TARAKHOVSKAYA et al., 2007; JOHN et al., 2011; RAZEGHIFARD, 2013).

Osman et al. (2010) atribuíram efeito biofertilizante ao extrato de *Nostoc entophytum* e *Oscillatoria angustissima*, ao promoverem crescimento e aumento da produção em plantas de ervilha. Shaaban et al. (2010) observaram o aumento do crescimento e da concentração de macronutrientes em plantas de trigo após a aplicação do extrato aquoso da biomassa da microalga de água doce *Scenedesmus* sp. Hussain e Hasnian (2011) também observaram efeito biofertilizante, ou seja,

¹ CHISTI, Y. Biodiesel from microalgae. **Biotechnology Advances**, n. 22, p. 294–306 2007.

promotor do crescimento vegetal em plantas de trigo submetidas a aplicações do extrato da microalga *Anabaena* sp., efeito atribuído a presença de citocinina no extrato.

Stirk et al. (2002) relatam a provável ação de hormônios vegetais contidos no extrato de *Scenedesmus* sp., ao identificarem efeito similar a ação de citocininas em bioensaios com cotilédones de pepino e de auxinas em bioensaios com calos de soja. Jäger et al. (2010) utilizando a alga *Klebsormidium flaccidum*, identificaram efeito similar a ação de citocinina em bioensaio com anteras de milho (*Zea mays*). Stirk et al. (1999) identificaram por cromatografia (HPLC-CGMS) a citocinina isopentiladenina no extrato aquoso de *Arthronema africanum*.

Oliveira et al. (2013) utilizando a microalga *Spirulina* sp. em suspensão na cultura da beterraba, mostraram que a massa fresca e seca do hipocótilo e o diâmetro da expansão do hipocótilo apresentaram diferenças significativas quando administrado concentrações de 1,5 g. L⁻¹ da microalga em comparação à testemunha. Os valores de massa fresca e massa seca foram aproximadamente 60% maiores quando comparado as massas da testemunha sem aplicação, e os diâmetros do hipocótilo quase dobraram quando aplicado a microalga em comparação à testemunha.

Estes resultados mostram que as microalgas apresentam um potencial de produção de moléculas bioativas, tais como proteínas e carboidratos (DERNER et al., 2006), favorecendo o crescimento e desenvolvimento vegetal (PIJAL, 2009).

Utilizando a biomassa de *Scenedesmus dimorphus*, Garcia-Gonzalez e Sommerfeld (2014) verificaram que a associação de substratos com a microalga apresentam ganhos no crescimento e desenvolvimento do cultivo de mudas de tomate. As plantas tratadas obtiveram resultados significativos no número de ramos, flores e números de frutos em comparação aos demais tratamentos, o que acarretou ao final da avaliação em um aumento da massa total das plantas.

As citocininas são moléculas amplamente estudadas em microalgas, entretanto existem outras substâncias com a capacidade de promover crescimento e desenvolvimento vegetal, como por exemplo as poliaminas. Leite et al. (2012) citam os efeitos fisiológicos das poliaminas (putrescina, espermidina e espermina) que podem atuar no crescimento das plantas, floração, desenvolvimento e amadurecimento de frutos, senescência e respostas ao stress. Esses compostos foram identificados em algas do gênero *Gelidium*, *Grateloupia*, *Cyanidium*, *Dyctiota*,

Ulva, *Chlorella* e *Euglena*, em quantidades muito semelhantes aos encontrados nos vegetais (HAMANA et al., 1990; BADINI et al., 1994; MARIÁN et al., 2000; SACRAMENTO et al., 2004; HAMANA et al., 2013).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 LOCALIZAÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO

O desenvolvimento desta pesquisa foi realizado em ambiente protegido na Estação Experimental do Canguiri, na área da Olericultura Orgânica, pertencente a Universidade Federal do Paraná (UFPR) e localizado no município de Pinhais - PR. Situa-se no Primeiro Planalto Paranaense a 25°23'30" de latitude sul e 49°07'30" de longitude oeste e está a uma altitude média de 920 metros.

O clima da região segundo a classificação de Köppen é temperado, sendo identificado como cfb, ou seja, apresenta temperatura média no mês mais frio abaixo de 18°C, com verões amenos e temperaturas médias no mês mais quente abaixo de 22°C, sem estação seca definida (CAVIGLIONE et al., 2000).

O solo é classificado como Latossolo Vermelho Amarelo de textura média (EMBRAPA, 2006). A análise química do solo em 2014, na camada de 0 a 15 cm, indicou os seguintes valores médios: pH (CaCl₂) = 5,80; pH H₂O = 6,5; Al³⁺ = 0; H+Al³⁺ = 2,1 cmol_c dm⁻³; Ca²⁺ = 6,70 cmol_c dm⁻³; Mg²⁺ = 3,8 cmol_c dm⁻³; K⁺ = 0,40 cmol_c dm⁻³; P (Mehlich) = 8,0 mg dm⁻³; S = 5,8 mg dm⁻³; C = 32 g.dm⁻³; Matéria orgânica = 5,5 %; V% = 83,85 e CTC = 13 cmol_c dm⁻³.

3.2 METODOLOGIA E PROCEDIMENTOS

3.2.1 Produção de Mudanças e Plantio

Foram utilizadas bandejas de 200 células de poliestireno expandido (isopor) preenchidas com substrato comercial composto de cama de aviário (Provaso®) e casca de pinus compostada, na proporção de 1:1,5, respectivamente, com a adição de 50g de termofosfato a cada 25Kg da mistura (Figura 2).

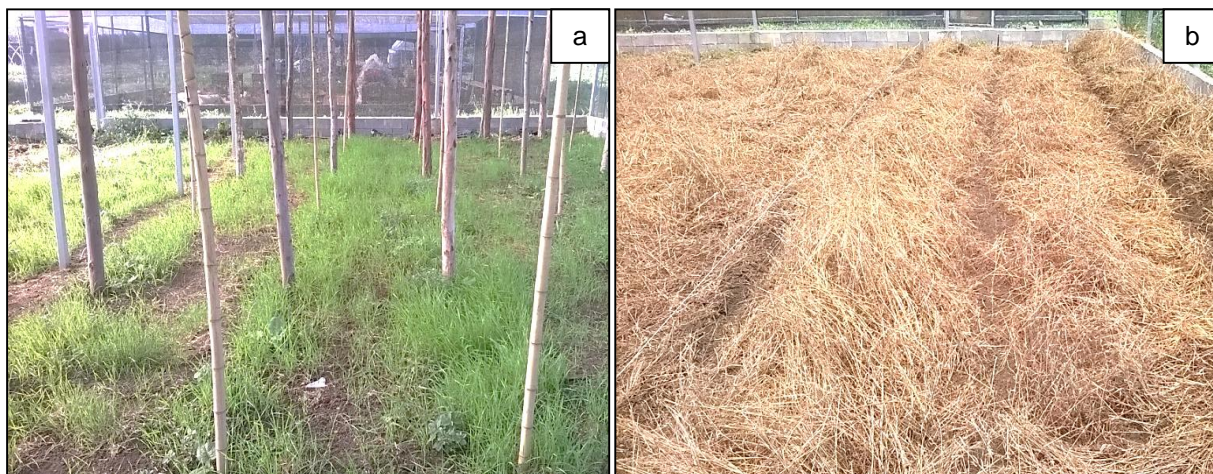
FIGURA 2 - BANDEJAS PREENCHIDAS COM SUBSTRATO PARA A PRODUÇÃO DAS MUDAS DE TOMATE



FONTE: O autor (2015).

Na segunda quinzena do mês de maio de 2014, foi realizado o rompimento da camada superficial do solo com motocultivador. Posteriormente, foi realizado o plantio de aveia preta (*Avena strigosa*) (Figura 3a), a fim de formar palhada (secagem natural) (Figura 3b), favorecendo a ciclagem de nutrientes e redução de plantas espontâneas.

FIGURA 3 - (a) FASE VEGETATIVA DA AVEIA PRETA (*Avena strigosa*); (b) PALHADA DE AVEIA PRETA



FONTE: O autor (2015).

O cultivo foi conduzido em estufa agrícola tipo arco, com dimensões de 30 m x 15 m, estrutura em metal, revestida com filme plástico (Eletroplastic®) de 150 micras, com cortinas laterais de filme plástico e tela sombrite® (50% de retenção de luz) e parte superior coberta com malha termorefletora aluminete® (Polysac®).

Utilizou-se a cultivar de tomate Alambra F1® com hábito de crescimento indeterminado, da empresa Clause Seeds®. Os frutos são do grupo saladete, de

formato arredondado, multilocular, coloração final avermelhada e apresentam a característica longa vida, com maior tempo de prateleira.

Para a adubação da área do experimento foi utilizado o composto orgânico Provaso®, na quantidade de 10 Mg.ha⁻¹ (recomendação do fabricante). Em seguida, foram aplicados no solo 35,53 kg.ha⁻¹ de sulfato de potássio em escama, e para suprir a demanda de fósforo foram utilizados 59,23 kg.ha⁻¹ de termofosfato de rocha da marca Yorin®. Foram realizados com o auxílio do motocultivador acoplado a uma haste de escarificador a abertura de sulcos de aproximadamente 0,35 m de profundidade para a aplicação dos adubos (Figura 4), que posteriormente foram fechados. Realizou-se irrigação semanal até o plantio das mudas na estufa.

FIGURA 4 - PREPARO DOS SULCOS DE PLANTIO PARA A APLICAÇÃO DE ADUBOS



FONTE: O autor (2015).

Entre a semeadura para a formação das mudas e o transplântio, foi realizado na estufa o preparo de uma estrutura que serviu para o tutoramento. Para tanto, foram utilizados palanques de eucalipto fixos ao solo, espaçados a cada 4 m na linha de plantio e entre as linhas a cada 1,3 m (Figura 5a). Entre os palanques das linhas foram utilizados bambus amarrados com arames para reforçar a estrutura (Figura 5b).

FIGURA 5 - (a) PALANQUES UTILIZADOS COMO ESTRUTURA DE SUPORTE PARA OS TOMATEIROS. (b) BAMBUS UTILIZADOS PARA REFORÇAR A ESTRUTURA DE SUPORTE



FONTE: O autor (2015).

O transplântio das mudas ocorreu 45 dias após a sementeira (14/11/2014), sendo dispostas com espaçamento de 0,5 m entre plantas e conduzidas com duas hastes principais. A característica de crescimento indeterminado do tomateiro faz com que seja necessário realizar o manejo de desbrote e o tutoramento das plantas ao longo do ciclo. Assim, foram utilizados fitilhos amarrados nas linhas de arames superior e inferior da estrutura de sustentação, para enrolar as hastes principais dos tomateiros (Figura 6a). Utilizou-se sistema de irrigação por gotejamento com 2 fitas de gotejo por linha de plantio (Figura 6b).

FIGURA 6 - (a) FITILHOS AMARRADOS NAS LINHAS DE ARAMES SUPERIOR E INFERIOR DA ESTRUTURA DE SUSTENTAÇÃO (b) IRRIGAÇÃO POR GOTEJAMENTO



FONTE: O autor (2015).

3.2.2 Condições de Cultivo da Microalga e Obtenção de Biomassa

As cepas de *S. subspicatus* foram obtidas da Coleção de Microalgas Elizabeth Aidar – UFF e a manutenção realizada no Departamento de Fitotecnia e Fitossanitarismo – UFPR.

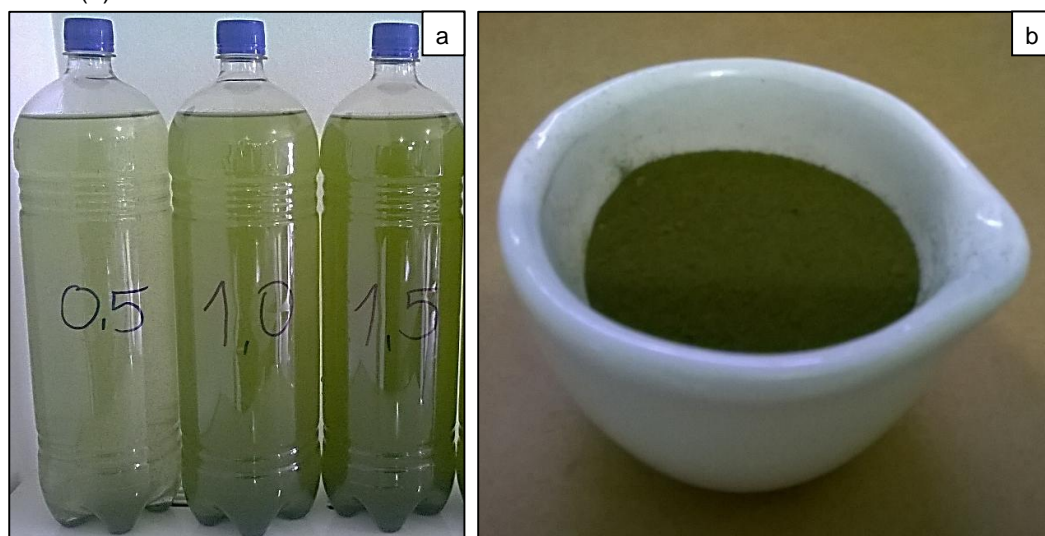
O cultivo empregado nesta pesquisa foi o autotrófico, sendo utilizado o meio de cultivo WC (GUILLARD; LORENZEN, 1972). No cultivo autotrófico as microalgas utilizam luz e carbono inorgânico como fonte de energia para produção de energia química através da fotossíntese (CHEN et al., 2011).

As cepas foram transferidas para erlenmeyers de 250 mL de capacidade, contendo meio de cultivo apropriado e mantidas em temperatura média de 17-20°C e iluminação constante (5500 LUX) (MAZEPA, 2013). Posteriormente, foram transferidas para erlenmeyers de 2.000 mL de capacidade, recebendo luz e aeração constantes, em sistema de cultivo tipo biorreatores fechados. Após 10 dias, o conteúdo foi centrifugado a 12000 x g por 20 minutos a 15°C, seguido dos processos de congelamento, liofilização e maceração em graal, assim finalizando o processo de obtenção da biomassa utilizada nas aplicações.

3.2.3 Procedimentos para Aplicação da Microalga a campo

Foram aplicados nos tomateiros três soluções aquosas (Figura 7a) com diferentes concentrações da biomassa da microalga *S. subspicatus* (Figura 7b): 0,5 g.L⁻¹; 1,0 g.L⁻¹ e 1,5 g.L⁻¹ e a testemunha com aplicação de água. As aplicações iniciaram-se no dia 09/12/2014 com frequência semanal, totalizando dez aplicações até o final do cultivo.

FIGURA 7 - (a) SOLUÇÕES AQUOSAS PREPARADAS COM DIFERENTES CONCENTRAÇÕES DA BIOMASSA DA MICROALGA *Scenedesmus subspicatus* (0,5 g.L⁻¹; 1,0 g.L⁻¹ e 1,5 g.L⁻¹) (b) BIOMASSA LIOFILIZADA DA MICROALGA



FONTE: O autor (2015).

O início das aplicações foliares ocorreu com o surgimento dos dois primeiros pares de folhas expandidas. Foi utilizado um pulverizador Herbicat[®] acoplado a um cilindro de CO₂ pressurizado (Figura 8). A pressão utilizada para as pulverizações foi de 40 psi.cm⁻², constantes durante todo o processo. Para evitar a deriva, as cortinas laterais da estufa foram fechadas e para que não ocorressem contaminações entre os tratamentos (nas linhas) foram utilizadas barreiras plásticas, impedindo que a aplicação de um tratamento se sobrepusesse ao outro. Na aplicação foram gastos em média um volume de calda de 750 L.ha⁻¹.

FIGURA 8 - PULVERIZAÇÃO DOS TRATAMENTOS NOS TOMATEIROS E INDICAÇÃO DA PRESSÃO UTILIZADA



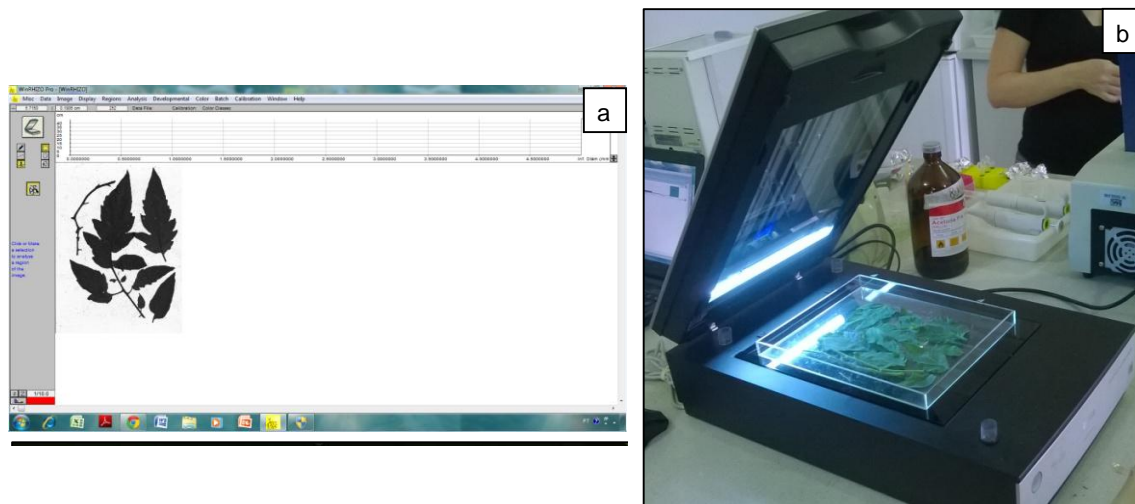
FONTE: O autor (2015).

3.2.4 Metodologia das Análises Biométricas e de Produção

A fim de padronizar o número de ráquis do experimento, foi realizado a poda apical de todos os tomateiros após a formação da décima ráquis. O primeiro terço da planta foi definido como sendo da ráquis 1 à 3, o segundo terço da ráquis 4 à 6 e o terceiro terço da ráquis 7 à 10.

Para a determinação da área foliar foram coletadas aos 92 dias após o transplântio duas folhas de uma planta por repetição, logo acima da 6ª ráquis. As áreas foliares foram estimadas utilizando o software Winrhizo Pro® versão 2013 (Figura 9a), acoplado a um scanner de dupla lente Epson® (modelo V700 PHOTO) (Figura 9b).

FIGURA 9 - (a) TELA COM A INDICAÇÃO DO SOFTWARE WINRHIZO PRO® VERSÃO 2013
(b) SCANNER EPSON® (MODELO V700 PHOTO)



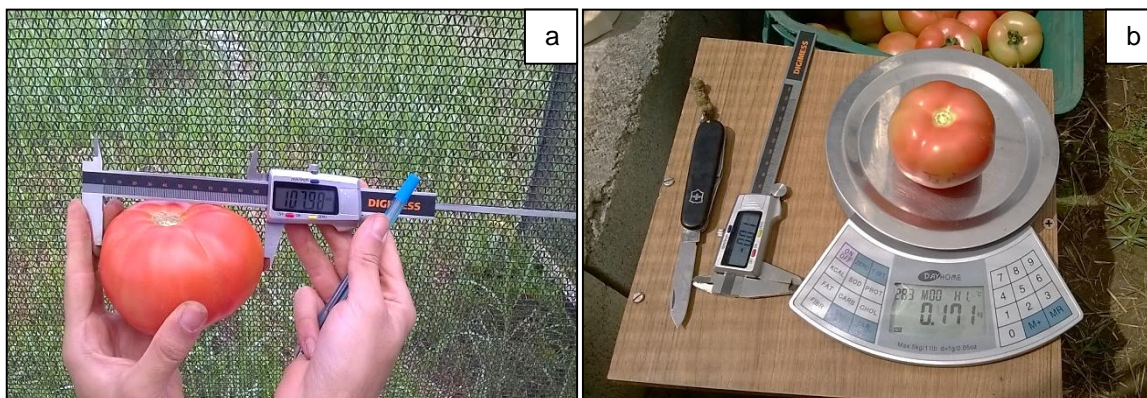
FONTE: O autor (2015).

Para determinar as massas fresca e seca das folhas, foi coletado uma folha de uma planta de cada repetição aos 92 dias após o transplântio, logo acima da 7^o ráquis, e posteriormente, pesada em uma balança de precisão. Para secagem das folhas foi utilizado estufa a 65°C com ventilação forçada até que atingissem peso constante, e em seguida determinadas as massas.

Aos 110 dias após o transplântio realizou-se a mensuração do diâmetro dos caules utilizando paquímetro digital da marca Digimess®. Foram obtidas duas medidas, a primeira entre a 3^o e 4^o ráquis e a segunda entre a 6^o e 7^o ráquis. Com o mesmo equipamento foram medidos os calibres dos frutos ou diâmetro equatorial (Figura 10a). Os calibres são classificados conforme a portaria n° 553 de 1995, que regulamenta a classificação de tamanho de frutos (BRASIL, 1995). Para a determinação das massas dos frutos foi utilizado balança de precisão, sendo cada fruto pesado individualmente (Figura 10b).

A colheita teve início aos 78 dias após o transplântio, com frequência semanal, definindo como ponto de colheita a coloração de $\frac{2}{3}$ do fruto avermelhado (fruto maduro).

FIGURA 10 - (a) MENSURAÇÃO DO CALIBRE DE FRUTO (b) MENSURAÇÃO DE MASSA DE FRUTO.



FONTE: O autor (2015).

3.2.5 Metodologia das Análises Bioquímicas

Aos 93 dias após o transplante foram coletadas duas folhas de uma planta em cada repetição, logo acima da 8ª ráquis e separados os quatro folíolos centrais de cada folha. Cada análise foi realizada utilizando 0,9 g de material vegetal fresco por repetição, separadas em triplicatas (0,3 g) e posteriormente congeladas em nitrogênio líquido.

Nas análises de clorofilas e carotenóides, a extração dos pigmentos foi realizada segundo Lichtenthaler (1987), com acetona 80% em H₂O destilada, acrescido de 0,1% CaCO₃ (p/v) (POMPELLI et al., 2013). As leituras das absorbâncias foram realizadas a 663, 647 e 470 nm. Aplicou-se as fórmulas descritas em Lichtenthaler e Buschmann (2001).

Os açúcares totais foram quantificados segundo Maldonado et al. (2013) precedida de hidrólise ácida da amostra, utilizando ácido 3,5-dinitro salicílico (DNS). A curva padrão para açúcares redutores e totais foi feita com glicose a 1 mg/mL (5,5 mM) com valores entre 50 a 800 µg/mL.

Para as análises de aminoácidos livres totais, os aminoácidos foram extraídos segundo Winters et al. (2002) e a reação colorimétrica com leitura da absorbância feita a 570 nm, de acordo com Magné e Larher (1992). A curva padrão foi realizada com glutamina a 2 mM com valores entre 28 e 140 µg/mL.

Para a extração dos flavonóides utilizou-se metanol 80% acidificado com 1% de HCl a 1 M (LAHOUAR et al., 2014) e a reação colorimétrica por complexação com o íon alumínio (Al³⁺) de acordo com Zhuang et al. (1992) com modificações de Lahouar

et al. (2014). A leitura da absorvância foi realizada a 510 nm (ZHUANG et al., 1992) e a curva padrão com quercetina a 1 mg/mL em metanol acidificado, em uma escala de 50 a 250 µg/mL.

Para os compostos fenólicos utilizou-se metanol 80% acidificado com 1% de HCl a 1 M (LAHOUAR et al., 2014) para extração e o método utilizado foi o Azul da Prússia, segundo Price e Butler (1977) com modificações de Graham (1992). A leitura da absorvância foi realizada a 700 nm (PRICE; BUTLER, 1977) e a curva padrão realizada com ácido gálico a 0,01 M em metanol, em uma escala de 34 a 170 µg/mL.

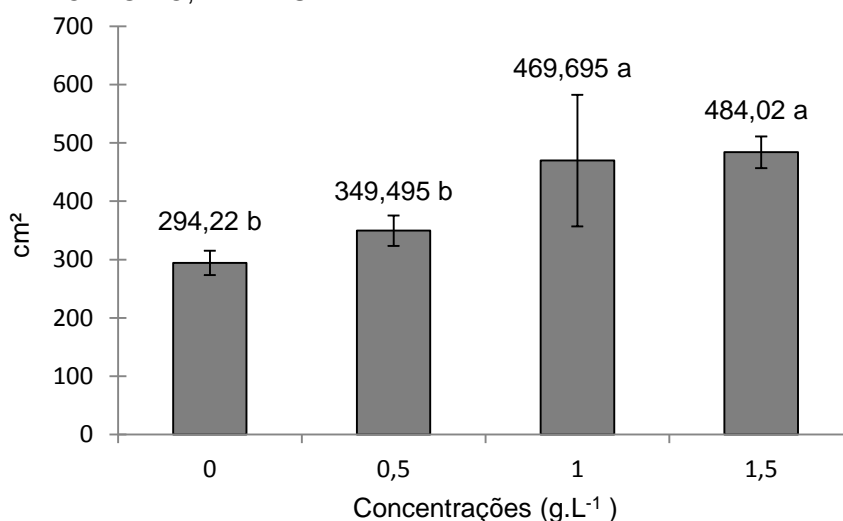
3.2.6 Análises Estatísticas

O delineamento utilizado foi o inteiramente casualizado com quatro tratamentos e quatro repetições, contendo cinco plantas por repetição. As variáveis biométricas (área foliar, massa fresca e seca das folhas e diâmetro de caule) foram submetidos a análise de variância e as médias dos tratamentos foram comparados pelo teste Scott-knott ao nível de 5%. Os dados de número de frutos médio por terço, massa total de frutos por terço e calibre médio de frutos, foram avaliados através de análises em parcelas subdivididas (terços x concentrações), com aplicação do teste de média Scott-knott ao nível de 5%. A produtividade total por hectare foi submetida à análise de variância e as médias dos tratamentos foram comparados pelo teste Scott-knott ao nível de 5%. Para as variáveis bioquímicas (pigmentos, açúcar total, aminoácidos totais livres, flavonóides e compostos fenólicos) foram realizadas análises de variância e as médias dos tratamentos foram comparadas pelo teste Scott-knott ao nível de 5%. Os dados foram processados através do programa Assistat versão 7.7 beta.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

A aplicação da biomassa da microalga *S. subspicatus* via foliar apresentou efeito promotor do crescimento vegetal, estimulando o aumento da área foliar no cultivo orgânico de tomate, com as maiores áreas obtidas nos tratamentos de 1 g.L⁻¹ (59%) e 1,5 g.L⁻¹ (64%) (Figura 11).

FIGURA 11 - ÁREA FOLIAR MÉDIA DO TOMATEIRO cv. ALAMBRA F1®, SUBMETIDO À APLICAÇÕES DA BIOMASSA DA MICROALGA (*S. subspicatus*) EM CULTIVO PROTEGIDO, PINHAIS – PR

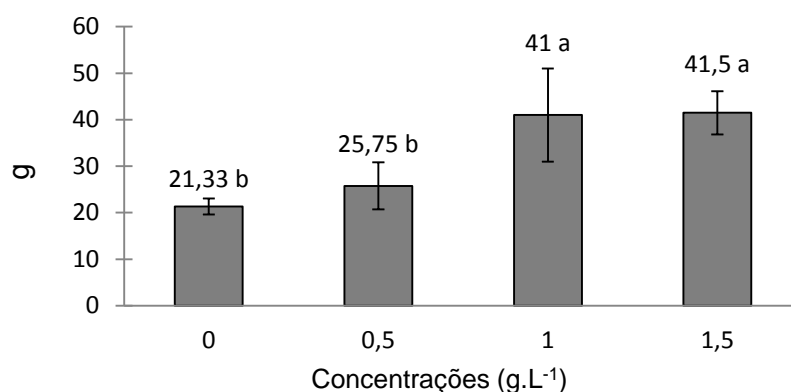


Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente ao nível de 5% de probabilidade. Os valores indicam a média da área foliar de duas folhas. As barras representam o desvio padrão. CV% = 15,11

Resultados semelhantes foram encontrados por Selvam e Sivakumar (2014), que aplicando a alga *Hypnea musciformis* no cultivo de amendoim, concluíram que houve incremento na parte aérea das plantas. Além de influenciar positivamente nas massas fresca e seca total, a área foliar do amendoim apresentou valores superiores no tratamento com a concentração de 2% da alga quando comparado aos demais tratamentos. Abetz e Young (1983) no cultivo de alface (cv. *Greendale*), observaram maiores diâmetros do coração das plantas quando tratadas com extrato de algas. Já a combinação da aplicação de extratos de algas juntamente com fertilizantes minerais no cultivo da acelga, resultou no aumento do número de folhas, massa seca e área foliar (STIRK; VAN STADEN, 2006). Crouch e Van Staden (1992) afirmam que o aumento do vigor vegetativo em plantas de tomate tratadas com extrato de alga está relacionado a presença de citocininas, que auxiliam na absorção de nutrientes.

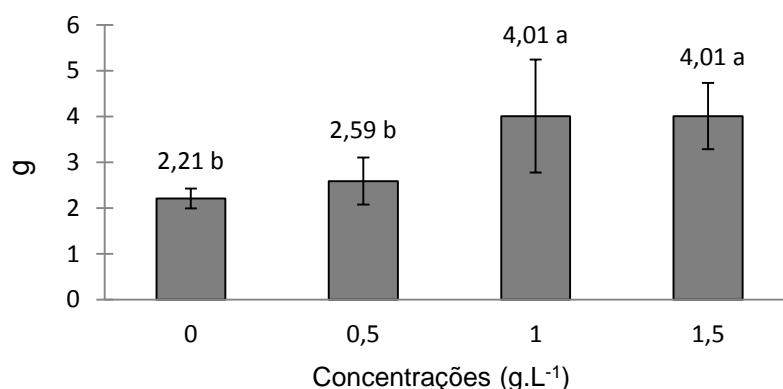
As massas fresca e seca das folhas quando submetidas a aplicação da microalga apresentaram valores superiores aos da testemunha. Ambas as massas aumentaram em média cerca de 93% (massa fresca) e 81% (massa seca) quando aplicadas as doses de 1 g.L⁻¹ e 1,5 g.L⁻¹ (Figuras 12 e 13).

FIGURA 12 - MASSA FRESCA DAS FOLHAS DO TOMATEIRO cv. ALAMBRA F1®, SUBMETIDO À APLICAÇÕES DA BIOMASSA DA MICROALGA (*S. subspicatus*) EM CULTIVO PROTEGIDO, PINHAIS – PR



Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente ao nível de 5% de probabilidade. Os valores indicam a média da massa fresca das folhas. As barras representam o desvio padrão. CV% = 18,95.

FIGURA 13 - MASSA SECA DAS FOLHAS DO TOMATEIRO cv. ALAMBRA F1®, SUBMETIDO À APLICAÇÕES DA BIOMASSA DA MICROALGA (*S. subspicatus*) EM CULTIVO PROTEGIDO, PINHAIS – PR



Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente ao nível de 5% de probabilidade. Os valores indicam a média da massa seca das folhas. As barras representam o desvio padrão. CV% = 23,92.

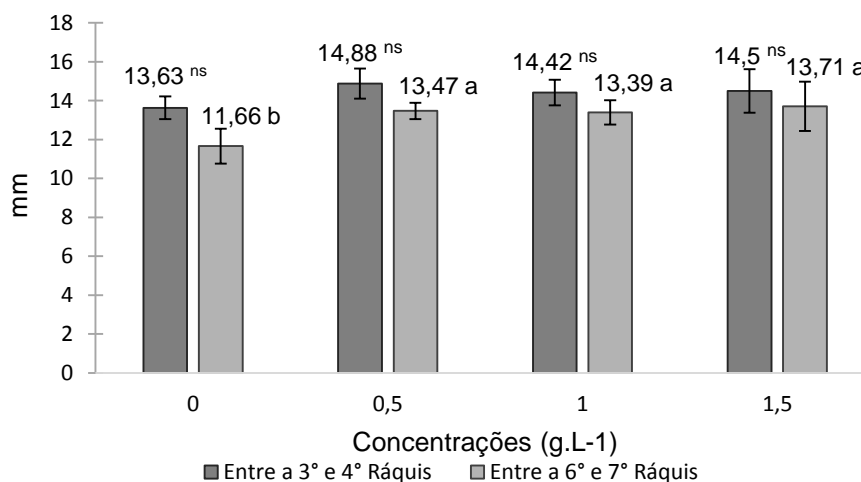
O efeito da utilização da suspensão de microalgas na promoção do crescimento vegetal acarretou na presente pesquisa em um aumento da massa fresca e seca das folhas em relação a testemunha. Este efeito também foi verificado por Faheed e El Fattah (2008) em experimentos com mudas de alface, utilizando como tratamento a

biomassa de *Chlorella vulgaris*. Caire et al. (1979² citado por Abdel-Raouf et al., 2012), relatam o efeito da aplicação da alga *Nostoc muscorum* em plantas de arroz, verificando aumento no crescimento, sendo esse resultado análogo ao do fitohormônio auxina, que pode estar presente nas microalgas (TARAKHOVSKAYA et al., 2007).

Em testes com *Panicum miliaceum*, espécie forrageira, a aplicação do extrato de *N. muscorum* também promoveu um aumento na altura das plantas, na massa fresca e na massa seca total (Caire et al., 1976³ citado por Abdel-Raouf et al., 2012). Wang et al. (2016) observaram maior crescimento na altura das plantas e maiores massas fresca e seca, ao testarem concentrações da biomassa de *Spirulina platensis* em plantas de rúcula.

Quanto ao diâmetro do caule do terço médio das plantas (entre a 3º e 4º ráquis), os tratamentos não diferiram estatisticamente da testemunha, contudo, na porção apical (entre a 6º e 7º ráquis) verificou-se o incremento no diâmetro de aproximadamente 15% em função dos tratamentos com a microalga (Figura 14).

FIGURA 14 - DIÂMETRO MÉDIO DO CAULE DA PORÇÃO MEDIAL E APICAL DO TOMATEIRO cv. ALAMBRA F1®, SUBMETIDO À APLICAÇÕES DA BIOMASSA DA MICROALGA (*S. subspicatus*) EM CULTIVO PROTEGIDO, PINHAIS – PR



Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente ao nível de 5% de probabilidade. ns = não significativo. Os valores indicam a média do diâmetro de caule. As barras representam o desvio padrão. CV% = 5,65 (medial); CV% = 6,61 (apical).

² CAIRE, G.; ZACCARO, M. C.; DE CANO, S. M. M. Productos extracelulares de *Nostoc muscorum* Ag. (cepa 79a) obtenidos en medios con y sin nitrógeno combinado. I: Sus efectos sobre plantulas de arroz. **Phyton**, 37(1): 1-13. 1979.

³ CAIRE, G.; DE MULÉ, Z. M. C.; DOALLO, S.; HALPERIN, D. R.; HALPERIN, L. Acción de extractos algales acuosos y etéreos de *Nostoc muscorum* Ag. (nº79a). I Efecto sobre plántulas de mijo (*Panicum miliaceum* L.) mediante tratamiento de sus semillas. **Bol. Soc. Arg. Bot.**, v.17(3/4): 289-300. 1976.

O aumento do diâmetro do caule entre a 6ª e a 7ª ráquis pode ser justificada, pois as microalgas possuem a capacidade de produzir moléculas com potencial bioativo, dentre estas as auxinas, as poliaminas e as citocininas (TARAKHOVSKAYA et al., 2007). Assim, quando absorvidas, tais moléculas podem atuar no aumento da divisão e expansão celulares nos vegetais (STIRK, 2013). Segundo Taiz e Zeiger (2013), as citocininas estão relacionadas com o desenvolvimento de tecidos vasculares, podendo desta forma, ter influenciado no aumento do diâmetro do caule do tomateiro. Crouch e Staden (1992) aplicando o extrato da alga *Ecklonia maxima* no cultivo do tomateiro, verificaram o aumento da área foliar, das massas da planta e do diâmetro de caule com incremento de cerca de 10%.

Na aplicação via foliar da microalga *S. subspicatus* houve interação significativa quanto ao número de frutos dos tomateiros entre as concentrações da biomassa e os terços das plantas (Tabela 1). No 1º e 2º terços, o número de frutos não diferiram estatisticamente, enquanto no 3º terço as concentrações aplicadas promoveram o aumento do número de frutos em comparação com a testemunha. Comparando-se o número de frutos em cada terço, a testemunha produziu mais frutos no 1º terço em relação aos demais. Na concentração 0,5 g.L⁻¹ e 1,5 g.L⁻¹ os terços com maior número de frutos foram o 1º e 3º terços, enquanto na concentração 1,0 g.L⁻¹ não houve diferença no número de frutos entre os terços.

TABELA 1 – NÚMERO DE FRUTOS POR TERÇO DOS TOMATEIROS cv. ALAMBRA F1®, SUBMETIDO À APLICAÇÕES DA BIOMASSA DA MICROALGA (*S. subspicatus*) EM CULTIVO PROTEGIDO, PINHAIS – PR.

TERÇOS	CONCENTRAÇÕES			
	0,0 g.L ⁻¹	0,5 g.L ⁻¹	1,0 g.L ⁻¹	1,5 g.L ⁻¹
1º terço	15,21 aA	17,12 aA	15,30 aA	15,21 aA
2º terço	12,75 aB	13,87 aB	14,00 aA	12,75 aB
3º terço	11,28 bB	16,50 aA	15,26 aA	16,12 aA

Colunas – letras maiúsculas; Linhas – letras minúsculas; As médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Scott-knott com $p < 0,05$. CV% = 10,27.

García-Gonzales e Sommerfeld (2015) verificaram que a aplicação da microalga *Acutodesmus dimorphus* em plantas de tomate, 90 dias após o transplante, teve influência positiva com aumento no número de flores. Crouch e Van Staden (1992) aplicando extrato de algas em plantas de tomates, observaram maior número

de flores e aumento na massa dos frutos, atribuindo esse resultado às citocininas presentes no extrato, que aumentou a mobilização de nutrientes para os frutos.

Com relação a massa total de frutos por terço, verificou-se interação entre os terços e as concentrações da biomassa da microalga (Tabela 2). A massa total dos frutos no 1º terço foi igual estatisticamente entre todos os tratamentos. Entretanto, no 2º e 3º terço houve aumento na massa total dos frutos quanto aplicado os tratamento com a microalga. No 1º terço a massa total dos frutos da testemunha e das concentrações com 0,5 g.L⁻¹ e 1,5 g.L⁻¹ foram maiores em relação ao 2º e 3º terços. Na concentração com 1,0 g.L⁻¹ não houve diferença na massa total dos frutos entre os terços.

TABELA 2 - MASSA TOTAL DE FRUTOS POR TERÇO (Kg) DOS TOMATEIROS cv. ALAMBRA F1®, SUBMETIDO À APLICAÇÕES DA BIOMASSA DA MICROALGA (*S. subspicatus*) EM CULTIVO PROTEGIDO, PINHAIS – PR

TERÇOS	CONCENTRAÇÕES			
	0,0 g.L ⁻¹	0,5 g.L ⁻¹	1,0 g.L ⁻¹	1,5 g.L ⁻¹
1º terço	2,030 aA	2,1571 aA	1,8033 aA	1,9996 aA
2º terço	1,2391 bB	1,555 aB	1,6653 aA	1,6138 aB
3º terço	1,2494 bB	1,6883 aB	1,6699 aA	1,7011 aB

Colunas – letras maiúsculas; Linhas – letras minúsculas; As médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Scott-knott com $p < 0,05$. CV% = 11,17.

A maior demanda de fotoassimilados pela planta no crescimento dos frutos no 1º terço é justificado por serem drenos de maior prioridade no tomateiro, sendo suas folhas (fonte) responsáveis para o suprimento de carboidratos, aminoácidos e outras biomoléculas, oriundos do metabolismo da planta para a formação de frutos de maior massa (GUIMARÃES et al., 2007).

Peluzio et al. (1995) demonstraram em tomate de crescimento indeterminado (cultivar Kadá), que a taxa de crescimento das plantas e a área foliar diminuem com o passar do ciclo. Desta forma, a relação de fonte e dreno entre os terços é diferente, resultando em um favorecimento no crescimento dos frutos nas primeiras ráquis em comparação ao último terço da planta, pois a redução da área foliar irá afetar diretamente o acúmulo de fotoassimilados nos frutos. No entanto, a aplicação da microalga resultou em um aumento da área foliar (Figura 11) o que pode ter influenciado no aumento da produção dos frutos do 2º e 3º terços em comparação a testemunha (Tabela 2).

Verificou-se interação entre os calibres dos frutos de tomate e as aplicações da biomassa da microalga *S. subspicatus*. Houve aumento no número de frutos com o calibre entre 65 e 80 mm no tratamento com a concentração de 0,5 g.L⁻¹ em relação às demais concentrações (Tabela 03).

O aumento de frutos com este calibre favorece os ganhos monetários com a comercialização de frutos de tomate, pois quanto maior o diâmetro equatorial, maior será o valor do lote de frutos (ANDREUCETTI et al., 2004). Ferrari e Ferreira (2007) apresentam a classificação de frutos de tomate, onde lotes de frutos com calibre médio de 70 mm apresentam valores comerciais por volta de 20% maior do que um lote de frutos com um calibre médio de 60 mm. Já Arthur et al. (2003), demonstraram que a aplicação de extratos de algas aumentou o número de frutos no padrão de comercialização de três variedades de pimentas (*Capsicum annuum*).

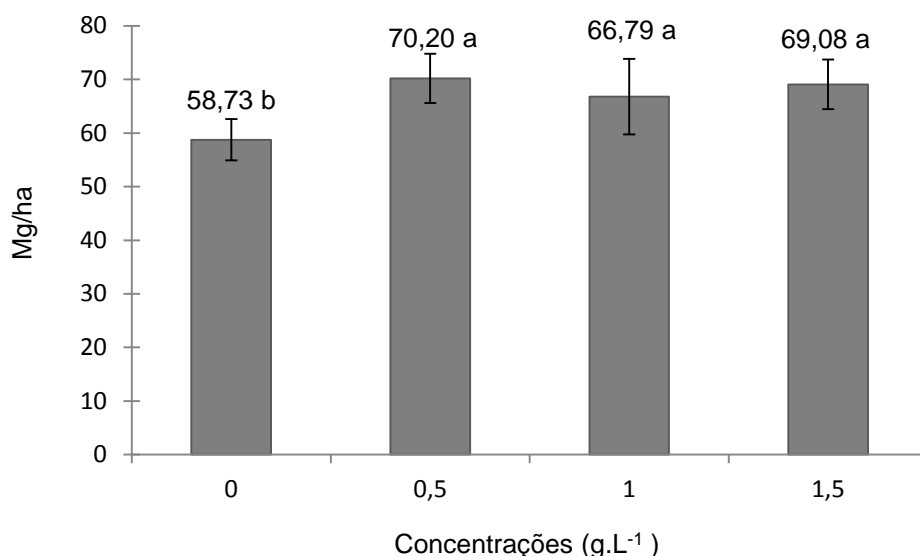
TABELA 3 – NÚMERO DE FRUTOS POR CLASSE DE CALIBRE DOS TOMATEIROS cv. ALAMBRA F1®, SUBMETIDO À APLICAÇÕES DA BIOMASSA DA MICROALGA (*S. subspicatus*) EM CULTIVO PROTEGIDO, PINHAIS – PR

CALIBRE	CONCENTRAÇÕES			
	0,0 g.L ⁻¹	0,5 g.L ⁻¹	1,0 g.L ⁻¹	1,5 g.L ⁻¹
50-65 mm	16,33 aB	16,37 aB	18,26 aB	17,53 aB
65-80 mm	20,33 bA	28,78 aA	23,77 bA	23,89 bA
> 80 mm	2,58 aC	2,34 aC	2,53 aC	2,66 aC

Colunas – letras maiúsculas; Linhas – letras minúsculas; As médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Scott-knott com p<0,05. CV% = 31,24.

Na produtividade total estimada por hectare do tomateiro, houve diferença significativa entre os tratamentos com a biomassa da microalga em relação a testemunha, com incremento em função das aplicações acima de 10 t/ha (Figura 15). O maior volume de produção está relacionado com o aumento do número de frutos no 3º terço nas concentrações contendo a biomassa da microalga, assim como a massa total de frutos no 2º e no 3º terços.

FIGURA 15 - PRODUTIVIDADE TOTAL ESTIMADA DE TOMATE CV. ALAMBRA F1® POR HECTARE, SUBMETIDO À APLICAÇÕES DA BIOMASSA DA MICROALGA (*S. subspicatus*) EM CULTIVO PROTEGIDO, PINHAIS – PR



Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente ao nível de 5% de probabilidade. As barras representam o desvio padrão. CV% = 7,82.

No cultivo orgânico do tomateiro cv. “Heirloom”, Vargas et al. (2004) obtiveram produtividades médias próximas de 35 toneladas de frutos por hectare, enquanto Araújo (2013) comparou diversas cultivares de tomates em sistema orgânico, onde foram alcançadas produtividades de 60,5 t.ha⁻¹. Em sistema convencional, Matos et al. (2012) alcançaram produtividade por hectare de 103 toneladas com a cultivar Alambra®. Nesta pesquisa, a produtividade nos tratamentos com a microalga foram superiores a 68 t/ha na média, apresentando um volume de produção superior à média nacional convencional, que chega a 66,8 t.ha⁻¹ (IBGE, 2014).

O aumento da produtividade com aplicação da microalga pode estar relacionada a presença do fitohormônio citocinina, que segundo Taiz e Zeiger (2013), apresenta o papel de proliferação celular, desenvolvimento vascular, redução da senescência, dominância apical e mobilização de nutrientes. Stirk et al. (2013) verificaram a presença de citocininas na biomassa de várias microalgas, dentre as espécies está o gênero *Scenedesmus*. Mógor et al. (2008) aplicando a associação de extrato de *A. nodosum* juntamente com cálcio e ácido L-glutâmico no feijoeiro, observaram ganhos na produtividade de grãos. Já a aplicação do extrato de algas na cultura do feijão proporcionou um aumento na concentração de citocininas nas raízes (local de síntese) e na massa fresca das vagens (dreno), comprovando o efeito das

citocininas presentes em extrato de algas (FEATONBY-SMITH; VAN STADEN, 1984). O aumento da produtividade também pode estar relacionado às poliaminas, pois estas moléculas desempenham papel no crescimento e desenvolvimento do sistema radicular, iniciação floral e o desenvolvimento das flores e dos frutos de plantas (EVANS; MALMBERG, 1989⁴; GALSTON; KAUR-SAWHNEY, 1990⁵; SLOCUM; FLORES, 1991⁶ apud WALTERS, 2003). Segundo Tarakhovskaya et al. (2007), as microalgas apresentam em seu conteúdo concentrações de poliaminas comparáveis aos vegetais superiores.

Ao analisar os valores médios das variáveis bioquímicas (clorofila total, carotenóides, açúcares totais, flavonóides totais, aminoácidos totais livres e compostos fenólicos totais), somente os aminoácidos totais livres (ATL) diferiram entre os tratamentos (Tabela 04). Os valores quantificados de ATL nas folhas dos tratamentos com 1,0 g.L⁻¹ e 1,5 g.L⁻¹ foram superiores ao se comparar com a testemunha e com a dose de 0,5 g.L⁻¹. Em valores percentuais, as doses 1 g.L⁻¹ e 1,5 g.L⁻¹ aumentaram em 30% e 45% respectivamente a concentração de ATL nas folhas em relação a testemunha.

TABELA 4 - VALORES DAS ALTERAÇÕES BIOQUÍMICAS NO TECIDO FOLIAR NO TOMATEIRO cv. ALAMBRA F1®, SUBMETIDO À APLICAÇÕES DA BIOMASSA DA MICROALGA (*S. subspicatus*) EM CULTIVO PROTEGIDO, PINHAIS – PR

CONCENTRAÇÕES	CLOROFILA TOTAL	CAROTENÓIDES	AÇÚCARES TOTAIS	AMINOÁCIDOS TOTAIS LIVRES	FLAVONÓIDES	COMPOSTOS FENÓLICOS
µg/g						
0,0 g.L ⁻¹	0,597 ^{NS}	0,163 ^{NS}	6939 ^{NS}	2573,33 b	3136,0 ^{NS}	64,59 ^{NS}
0,5 g.L ⁻¹	0,635	0,168	6849	2668,57 b	3461,0	59,75
1,0 g.L ⁻¹	0,642	0,164	6552	3350,47 a	3316,0	64,07
1,5 g.L ⁻¹	0,497	0,136	6525	3731,42 a	2931,0	64,81
C.V %	15,32	14,76	7,82	15,65	9,47	4,59

As médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Scott-knott com p<0,05. NS = não significativo.

Sivasankari et al. (2006) estudando o efeito da aplicação de extratos de algas em mudas de *Vigna sinensis*, observaram incrementos na altura da parte aérea, no

⁴ EVANS, P.T.; MALMBERG, R.L.; Do polyamines have roles in plant development? **Annual Review of Plant Physiology and Molecular Biology**. N. 40, p. 235–269. 1989.

⁵ GALSTON, A.W.; KAUR-SAWHNEY, R.K.; Polyamines in plant physiology. **Plant Physiology**. N. 94, p. 406–410. 1990.

⁶ SLOCUM, R.D.; FLORES, H.E.; **Biochemistry and Physiology of Polyamines in Plants**. CRC Press, Boca Raton, FL. 1991.

tamanho de raízes e um aumento na concentração de aminoácidos nas folhas e nas raízes, quando aplicado doses de *Caulerpa chemnitzia* e *Sargassum wightii* na concentração de 20%. Kalaivanan e Venkatesalu (2012) utilizando biofertilizantes a base da alga *Sargassum myriocystum* em plantas de *Vigna mungo*, observaram maiores quantidades de aminoácidos nas folhas e nas raízes quando tratadas com solução contendo 10% da alga. Heyl et al. (2007) pesquisando a identificação de sítios de ligação da atividade de citocinina, identificaram a presença de aminoácidos essenciais, tais como fenilalanina e prolina, sendo biomoléculas cruciais na ligação desse fitohormônio. As citocininas estão presentes em extratos de algas (TARAKHOVSKAYA, 2007), podendo seu efeito estar relacionado a concentração de aminoácidos nos tecidos vegetais.

Além das citocininas, as poliaminas, biomoléculas com capacidade fitohormonal, também foram identificadas em extratos de microalgas (HAMANA et al., 1990; MARIÁN, 2000). As poliaminas (putrescina, espermina e espermidina) tem origem na descarboxilação de aminoácidos (L-ornitina e L-arginina) (LEITE et al., 2012). Segundo Thomas e Thomas (2001), as poliaminas participam de diversos processos biológicos, dentre estes a síntese proteica. Desta forma, o aumento da concentração de aminoácidos totais livres no tecido vegetal pode estar relacionado com a presença de poliaminas, um vez que foram identificadas em extratos de algas (TARAKHOVSKAYA, 2007), que auxiliam na síntese de proteínas onde estão presentes os aminoácidos.

Os extratos de algas podem auxiliar a assimilação de nitrogênio pelas plantas aumentando a atividade da nitrato redutase, podendo elevar a concentração de aminoácidos nos tecidos das plantas. CAPELA (2013) aplicando extratos de algas em oliveiras, observou aumento na atividade da nitrato redutase nas plantas e o aumento da produtividade. Taiz e Zeiger (2013) relatam que o processo de assimilação de nitrogênio inicia na absorção de nitrato pelas plantas, posteriormente sendo convertido em nitrito pela enzima nitrato redutase. Em seguida, o nitrito é convertido em amônia pela enzima nitrito redutase. Por fim, o amônio é convertido em aminoácidos pelas enzimas GS e GOGAT.

Assim, as alterações na concentração de aminoácidos totais livres nas folhas das plantas de tomate em função das aplicações das suspensões com *S. subspicatus*, bem como os relatos da presença de citocininas e poliaminas nas microalga e o estímulo à síntese de aminoácidos, podem explicar em parte o seu efeito nas variáveis

biométricas e nos componentes de produtividade (número médio de frutos e massa de frutos no 2º e 3º terços), ocasionando maiores produtividades no tomateiro em sistema orgânico.

5 CONCLUSÕES

O uso da microalga *Scenedesmus subspicatus* como biofertilizante, quando aplicado às folhas do tomateiro cv. Alambra®, promoveu o aumento da produtividade em sistema orgânico. Dentre os tratamentos com a biomassa da microalga, a concentração de 0,5 g.L⁻¹ é a mais indicada, pois apresenta valores de produtividade iguais estatisticamente entre as demais concentrações, porém superior a testemunha. Além disso, há uma redução no consumo da biomassa aplicada à campo na concentração de 0,5 g.L⁻¹ em relação aos demais tratamentos, proporcionando maior economia ao produtor rural.

6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Pesquisas que envolvem a utilização de microalgas na agricultura são ainda muito escassas, principalmente na aplicação de cultivos a campo. Na literatura, ficou evidenciado que os extratos de algas, em geral, apresentam quantidades de fitohormônios que influenciam no crescimento dos cultivos, contudo, para a microalga objeto deste estudo, faz-se necessário quantificar e qualificar na biomassa as substâncias que apresentam bioatividade nas plantas. Para futuras investigações, a determinação da atividade da enzima nitrato redutase poderia em parte justificar o aumento de aminoácidos totais livres no tecido foliar proporcionado pela aplicação da microalga, que por fim pode estar relacionado com a otimização do uso do nitrogênio. Outras possibilidades para futuras pesquisas são a avaliação de diferentes frequências de aplicação das suspensões aquosas da biomassa nos cultivos, aplicação em solos ou substratos, assim como a utilização de outros genótipos de tomate, a fim de verificar interação entre a microalga e as cultivares.

REFERÊNCIAS

- ABDEL-RAOUF, N.; AL-HOMAIAN, A. A.; IBRAHEEM, I. B. M. Agricultural importance of algae. **African Journal of Biotechnology** v.11, p.11648-11658, 5 Julho, 2012. DOI: 10.5897/AJB11.3983. Disponível em: <<http://www.academicjournals.org/AJB> ISSN>. Acesso em: 29 maio 2016.
- ABETZ, P.; YOUNG, E. C. L. The effect of seaweed extract sprays derived from *Ascophyllum nodosum* on lettuce and cauliflower crops. **Botanica Marina**, v.26, p.487-492, 1983.
- ALBUQUERQUE NETO, N. A. A. R.; ALBUQUERQUE, T. C. S. Cultivo da couve em substrato fertirrigado com aplicações de organominerais. In: **FERTBIO: reunião brasileira de fertilidade do solo e nutrição de plantas**, Londrina, PR, v.28, 2008.
- ALFONSO, E. T.; ÁNGEL L.; ANNIA H. Microorganismos benéficos como biofertilizantes eficientes para el cultivo del tomate (*Lycopersicon esculentum*, Mill). **Revista Colombiana de Biotecnología**. v.7, p.47-54. 2005.
- ALVARENGA, M. A. R.; MELO, P. C. T.; SHIRAHIGE, F. H. Cultivares de tomate de mesa. In: Marco Antônio Rezende Alvarenga. (Org.). **Tomate: Produção em campo, casa de vegetação e hidroponia**. 2 ed. Lavras, MG: Editora Universitária de Lavras, p.39-62, 2013.
- ANDREUCCETTI, C.; FERREIRA, M.D.; TAVARES, M. Classificação e padronização dos tomates cv. Carmem e Débora dentro da CEAGESP (SP). **Engenharia Agrícola**, Jaboticabal, v.24, n.3, p.790-8, 2004.
- ARAÚJO, J. C. **Análise revela cultivares de tomate orgânico mais produtivos**. 2013. Obtido em: <<http://www.agrisustentavel.com/san/cultivar.html>>. Acesso em: 25/04/2016.
- ARTHUR, G.D.; STIRK, W.A.; VAN STADEN, J. Effect of a seaweed concentrate on the growth and yield of three varieties of *Capsicum annum*. **South African Journal of Botany**, v.69, p.207-211, 2003.
- BADINI, L.; PISTOCCHI, R.; BAGNI, N. Polyamine transport in the seaweed *Ulva rigida* (Chlorophyta), **Journal Phycology**. v.30, p.599–605, 1994.
- BECKER, E. W. Micro-algae as a source of protein. **Biotechnology Advances**. v.25, p.207–210, 2007.
- BEZERRA, P. S. G.; GRANGEIRO, L. G.; NEGREIROS, M. Z. de, MEDEIROS, J. F. de. Utilização de bioestimulante na produção de mudas de alface. **Científica**, Jaboticabal, v.35, n.1, p.46-50, 2007.
- BICUDO, C. E. DE M.; MENEZES, M. **Gêneros de algas de águas continentais do Brasil (chave para identificação e descrições)**. 2 ed. – São Carlos: RiMa, 171 p., 2006.

BRASIL. Ministério da Agricultura. Portaria nº 553, de 15 de Setembro de 1995. Dispõe sobre a norma de identidade, qualidade, acondicionamento, embalagem e apresentação do tomate. **Ministério da Agricultura, do Abastecimento e da Reforma Agrária**. Disponível em: < <http://sistemasweb.agricultura.gov.br/sislegis/acton/detalhaAto.do?method=visualizarAtoPortalMapa&chave=1920192566>>. Acesso em: 31/05/2016

BRASIL. Lei nº 10.831, de 23 de dezembro de 2003. Dispõe sobre a agricultura orgânica e dá outras providências. **Presidência da República - Casa Civil**, Brasília, 23 de dezembro de 2003. Disponível em: <http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/leis/2003/L10.831.htm>. Acesso em: 26/02/2016..

BRASIL. Ministério da Agricultura. Instrução normativa nº 46, de 6 de outubro de 2011. Estabelece o Regulamento Técnico para os Sistemas Orgânicos de Produção, bem como as listas de substâncias e práticas permitidas para uso nos Sistemas Orgânicos de Produção. **Ministério da Agricultura, do Abastecimento e da Reforma Agrária**. Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br/arq_editor/file/Desenvolvimento_Sustentavel/Organicos/Legislacao/Nacional/Instrucao_Normativa_n_0_046_de_06-10-2011_regulada_pela_IN_17.pdf>. Acesso em: 15/03/2014.

BRASIL. Ministério da Agricultura. **Notícias: produção sustentável**, 2015. Disponível em:<<http://www.agricultura.gov.br/comunicacao/noticias/2015/03/numero-de-produtores-organicos-cresce-51porcento-em-um-ano>>. Acesso em: 03/06/2015.

BRASIL. Ministério da Agricultura. **Notícias: sustentabilidade**, 2016. Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br/comunicacao/noticias/2016/06/22porcento-dos-municipios-brasileiros-tem-producao-organica>>. Acesso em: 03/06/2016.

CAIRE, G.; DE MULÉ, Z. M. C.; DOALLO, S.; HALPERIN, D. R.; HALPERIN, L. Acción de extractos algales acuosos y etéreos de *Nostoc muscorum*. Ag. (nº79a). I Efecto sobre plántulas de mijo (*Panicum miliaceum* L.) mediante tratamiento de sus semillas. **Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica**, v.17, p.289-300, 1976.

CAIRE, G.; ZACCARO, M. C.; DE CANO, S. M. M. Productos extracelulares de *Nostoc muscorum* Ag. (cepa 79a) obtenidos en medios con y sin nitrógeno combinado. I: Sus efectos sobre plantulas de arroz. **Phyton**, v.37, p.1-13. 1979.

CALIMAN, F.R.B.; SILVA, D.J.H.; FONTES, P.C.R.; STRINGHETA, P.C.; MOREIRA, G.R.; CARDOSO, A. A. Avaliação de genótipos de tomateiro cultivados em ambiente protegido e em campo nas condições edafoclimáticas de Viçosa. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.23, n.2, p.255-259, 2005.

CAPELA, R. R. G. **Efeito de um extrato de algas nas actividades da nitrato redutase e da glutamina sintetase em oliveira (*Olea europaea* L.) Galega vulgar e Cobrançosa** (Tese - doutorado, Universidade de Lisboa, ISA), 2013.

CARVALHO, M. E. A.; CASTRO, P. R. C. Extratos de algas e suas aplicações na agricultura. **Série Produtor Rural** – v.56. Piracicaba, São Paulo, 2014.

CAVIGLIONE, J. H.; KIIHL, L. R. B.; CARAMORI, P. H.; OLIVEIRA, D. **Cartas climáticas do Paraná**. Londrina: IAPAR, 2000.

CERQUEIRA, F. B.; FREITAS, G. A.; MACIEL, C. J.; CARNEIRO, J. S. S.; LEITE, R. C. Produção de mudas de tomate cv. Santa cruz em diferentes substratos. **Journal of Bioenergy and Food Science**, Macapá, v.2, n.2, p.39-45, 2015.

CEASA – Centrais de abastecimento do Paraná S.A. 2013. Boletim Técnico CEASA/PR. Disponível em: <http://www.ceasa.pr.gov.br/arquivos/File/DITEC/BOLETIM_TECNICO/BOLETIMTECNICO2013.pdf>. Acesso em: 22/06/2016.

CHEN, C. Y.; YEH, K. L.; AISYAH, R.; LEE, D. J.; CHANG, J. S. Cultivation, photobioreactor design and harvesting of microalgae for biodiesel production: a critical review. **Bioresource Technology**, v.102, p.71-81, 2011.

CHISTI, Y. Biodiesel from microalgae. **Biotechnology Advances**, n.22, p.294–306 2007. Disponível em: <<http://www.massey.ac.nz/~ychisti/Biodiesel.pdf>>. Acesso em: 20/11/ 2015.

CLEMENTE, F. M. V. T.; BOITEUX, L. EMBRAPA HORTALIÇA - **Produção de tomate para processamento industrial** – Brasília: Embrapa. p.31-34, 2012.

CROUCH, I. J.; STADEN J. V. Effect of seaweed concentrate on the establishment and yield of greenhouse tomato plants. **Journal of Applied Phycology**, v.4, p.291-296, 1992.

DA SILVA, A. C; DA COSTA, C. A.; SAMPAIO, R. A.; MARTINS, E. R. Avaliação de linhagens de tomate cereja tolerantes ao calor sob sistema orgânico de produção. **Revista Caatinga**, Mossoró, v.24, n.3, p.33-40, jul.-set., 2011.

DA SILVA, J. B. C.; GIORDANO, L. B.; FURUMOTO, O.; BOITEUX, L. da S.; FRANÇA, F. H.; BÔAS, G. L. V.; BRANCO, M. C.; MEDEIROS, M. A.; MAROULLI, W.; SILVA, W. L. C.; LOPES, C. A.; ÁVILA, A. C.; NASCIMENTO, W. M.; PEREIRA, W. **Cultivo de tomate para industrialização**. Embrapa Hortaliças. Sistemas de Produção, 2ª edição. Versão Eletrônica. 2006. Disponível em: <<https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/>>. Acesso em: 30/05/2016.

DERNER, R. B.; OHSE, S.; VILLELA, M.; CARVALHO, S. M.; FETT, R. Microalgas, produtos e aplicações. **Ciência Rural**, v.36(6), p.1959-1967. <https://dx.doi.org/10.1590/S0103-84782006000600050>, 2006.

EMBRAPA - CENTRO NACIONAL DE PESQUISA DE SOLOS. **Sistema brasileiro de classificação de solos**. Rio de Janeiro: Embrapa, 2006.

EVANS, P. T.; MALMBERG, R. L.; Do polyamines have roles in plant development? **Annual Review of Plant Physiology and Molecular Biology**, n.40, p.235–269. 1989.

FAHEED, F. A.; FATTAH, Z. A. Effect of Chlorella vulgaris as Bio-fertilizer on Growth Parameters and Metabolic Aspects of Lettuce Plant. **Journal of Agriculture & Social Sciences**, v.4, p.165–69, 2008.

FAO. Food and Agriculture Organization. **Preliminary 2012 data now available for selected countries and products**. 2012. Disponível em: <[http:// faostat.fao.org](http://faostat.fao.org)>. Acesso em: 12/01/2016.

FEATONBY-SMITH B. C.; VAN STADEN, J. The effect of seaweed concentrate and fertilizer on growth and the endogenous cytokinin content of *Phaseolus vulgaris*. **South African Journal of Botany**, v.3: p. 375-379, 1984.

FERRARI, P. R.; FERREIRA, M. D. Qualidade da classificação do tomate de mesa em unidades de beneficiamento. **Engenharia Agrícola**. v.27, n.2, Jaboticabal, 2007. DOI. <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-69162007000300029>. Disponível em:<<http://www.scielo.br/pdf/eagri/v27n2/a29v27n2.pdf>>. Acesso em: 10/05/2016.

FERREIRA, S. P.; SOUZA-SOARES, L. DE; COSTA, J. A. V. Revisão: microalgas: uma fonte alternativa na obtenção de ácidos gordos essenciais. **Revista de Ciências Agrárias**. v.36, p.275-287, 2013. Disponível em:<<http://www.scielo.mec.pt/pdf/rca/v36n3/v36n3a01.pdf>>. Acesso em: 01/05/2016.

FILGUEIRA, F. A. R. **Novo Manual de Olericultura: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças**. Viçosa, MG:UFV, p. 186, 2000.

FILGUEIRA, F. A. R. **Novo manual de olericultura: agrotecnologia moderna na produção e na comercialização de hortaliças**. 2. ed. Viçosa, MG: UFV, p.193, 2003.

GALSTON, A. W.; KAUR-SAWHNEY, R. K.; Polyamines in plant physiology. **Plant Physiology**. n.94, p.406–410, 1990.

GAMAL, A. A. El. Biological importance of marine algae. **Saudi Pharmaceutical Journal**. v.18, p.1-34, 2010.

GARCIA-GONZALEZ, J.; SOMMERFELD, M. **Evaluation of Potential Agricultural Applications of the Microalga *Scenedesmus dimorphus***. Dissertação de Mestrado. Arizona State University, 2014.

GARCIA-GONZALEZ, J.; SOMMERFELD, M. Biofertilizer and biostimulant properties of the microalga *Acutodesmus dimorphus*. **Journal Applied Phycology**, v.28, p.1051–1061, 2015. DOI: 10.1007/s10811-015-0625-2

GRAHAM, H. D. Stabilization of the Prussian blue color in the determination of polyphenols. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.40, p.801–805, 1992.

GUILLARD, R. R. L.; LORENZEN, C. J. Yellow-green algae with chlorophyllide c. **Journal of phycology**, v.8, n.1, p.10-14, 1972.

GUIMARÃES M. A.; SILVA D. J. H.; FONTES P. C. R.; CALIMAN F. R.B.; LOOS R. A.; STRINGHETA P.C. Produção e sabor dos frutos de tomateiro submetidos a poda apical e de cachos florais. **Horticultura Brasileira**, v.25, p.265-269, 2007.

HAMANA, K.; MATSUZAKI, S.; NIITSU, M.; SAMEJIMA, K.; NAGASHIMA, H.; Polyamines in Unicellular Thermoacidophilic Red Alga *Cyanidium caldarium*. **Phytochemistry**, v.29, p.377-380, 1990.

HAMANA, K.; NIITSU, M.; HAYASHI, H. Occurrence of homospermidine and thermospermine as a cellular polyamine in unicellular chlorophyte and multicellular charophyte green algae. **The Journal of General and Applied Microbiology**, v.59, p.313–319, 2013.

HARVEY, M.; QUILLEY, S.; BEYNON, H. **Exploring the tomato: transformations of nature, society and economy**. Cheltenham, UK: Edward Elgar. 2002, 324 p.

HEYL U. M.; WULFETANGE K.; PILS B.; NIELSEN, N.; ROMANOV G. A.; SCHMÜLLING, T. Evolutionary proteomics identifies amino acids essential for ligand-binding of the cytokinin receptor CHASE domain. **BMC Evolutionary Biology**, 7:62 2007. Doi:10.1186/1471-2148-7-62.

HUSSAIN, A.; HASNAIN, S. Phytostimulation and biofertilization in wheat by cyanobacteria. **Journal of Industrial Microbiology & Biotechnology**. v.38, p.85–92, 2011.

IBGE. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Levantamento geográfico da produção brasileira**. 2012. Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br/home/estatistica/indicadores/agropecuaria/lspa/>>. Acesso em: 14/09/2015.

IBGE. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Banco de dados Agregados**. 2014. Disponível em: <ftp://ftp.ibge.gov.br/ProducaoAgricola/LevantamentoSistematico_da_Producao_Agricola_%5Bmensal%5D/Fasciculo/lspa_201501.pdf>. Acesso em: 25/10/2016.

JÄGER, K.; BARTÓK, T.; ÖRDÖG, V. BARNABÁS, B. Improvement of maize (*Zea mays* L.) anther culture responses by algae-derived natural substances. **South African Journal of Botany**. v.76, p.511–516, 2010.

JOHN, R. P.; ANISHA, G. S.; NAMPOOTHIRI, K. M.; PANDEY, A. Micro and macroalgal biomass: a renewable source for bioethanol. **Bioresource Technology**, v.102, p.186-193, 2011.

KALAIVANAN, C.; VENKATESALU, V. Utilization of seaweed *Sargassum myriocystum* extracts as a stimulant of seedlings of *Vigna mungo* (L.) Hepper. **Spanish Journal of Agricultural Research**, v.10, p.466-470, 2012.

KHATOONIAN, C. A. **A reconstrução ecológica da agricultura**. Botucatu: Agroecologia, 2001, 348p.

KISS, J. **Terra em transe**. Globo Rural, n.223, p.34-42, 2004.

KOMÁREK, J.; FOTT, B. **Chlorophyceae (Grünalgen), Ordnung Chlorococcales**. In: HuberPestalozzi, G. (ed.) **Das Phytoplankton des Süßwassers**. Stuttgart: E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung (Nägele und Obermiller). v.7(1), p.1044. 1983.

KOYAMA, R.; BETTONI, M. M.; RODER, C.; DE ASSIS, A. M.; SÉRGIO, R. R.; MÓGOR, A. F. Extrato da alga *Ascophyllum nodosum* (L.) Le Jolis no desenvolvimento vegetativo e na produção do tomateiro. **Amazonian Journal**, v.55, p.282-287, 2012.

LAHOUAR, L.; EL AREM, A.; GHRAIRI, F.; CHAHDOURA, H.; SALEM, H. B.; EL FELAH, M.; ACHOUR, L. Phytochemical content and antioxidant properties of diverse varieties of whole barley (*Hordeum vulgare* L.) grown in Tunisia. **Food chemistry**, v.145, p.578-583, 2014.

LEITE, G. A.; DE CARVALHO, C. A. C.; FREITAS, W. E. DE S.; DANTAS, J. I. A.; PONTES, C. A.; FERNANDES, P. L. DE O. A ação das poliaminas na maturação e senescência de frutos. **Agropecuária científica no semiárido**, v.8, n.4, p.08-21, 2012.

LICHTENTHALER, H. K. **Chlorophylls and carotenoids: Pigments of photosynthetic biomembranes**. Methods Enzymol. v.148, p.350-382, 1987.

LICHTENTHALER, H. K.; BUSCHMANN, C. **Chlorophylls and carotenoids: Measurement and characterization by UV–VIS spectroscopy**. Current Protocols in Food Analytical Chemistry (pp. F4.3.1–F4.3.8). New York John Wiley and Sons. 2001.

LOLA-LUZ, T.; HENNEQUART, F.; GAFFNEY M.T. Enhancement of phenolic and flavonoid compounds in cabbage (*Brassica oleracea*) following application of commercial seaweed extracts of the brown seaweed (*Ascophyllum nodosum*). **Agricultural and Food Science**, v.22, p.288-295, 2013.

LUZ, J. M. Q.; HINZATO, A. V. S; DA SILVA, M. A. D. Comparação dos sistemas de produção de tomate convencional e orgânico em cultivo protegido. **Bioscience Journal**, v.23, p.7-15, 2007.

MAGNÉ, C.; LARHER, F. High sugar content interferes with colorimetric determination of amino acids and free proline. **Analytical Biochemistry**. v.200, p115–118, 1992. Doi: 10.1016/0003-2697(92)90285-F.

MALDONADE, I. R.; CARVAHO, P. G. B.; FERREIRA, N. A. **Protocolo para a Determinação de Açúcares Totais em Hortalças pelo Método de DNS** - ISSN 1414.9850, Março, 2013.

MARIÁN, F. D.; GARCÍA-JIMÉNEZ, P.; ROBAINA, R. R.; Polyamines in Marine Macroalgae: Levels of Putrescine, Spermidine and Spermine in the Thalli and Changes in Their Concentration during Glycerol-Induced Cell Growth in Vitro. **Physiologia Plantarum**. v.110, p.530–534, 2000.

MATA, T. M.; MARTINS, A. A.; CAETANO, N. S. Microalgae for biodiesel production and other applications: A review. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**. v.14, p.217-232, 2010.

MATA, T. M.; MELO, A. C.; MEIRELES, S.; MENDES, A. M. MARTINS, A. A.; CAETANO, N. S. Potential of Microalgae *Scenedesmus obliquus* Grown in Brewery Wastewater for Biodiesel Production. **Chemical Engineering Transactions**, p.901-906, 2013. Doi: 10.3303/CET1332151

MATOS, E. S.; SHIRAHIGE, F. H.; MELO, P. C. T. Desempenho de híbridos de tomate de crescimento indeterminado em função de sistemas de condução de plantas. **Horticultura Brasileira**, v.30, p.240-245, 2012.

MAZEPA, E. **Fracionamento e caracterização estrutural de compostos presentes no extrato aquoso da microalga *Scenedesmus subspicatus* e sua potencial atividade bioestimulante vegetal**. Dissertação (mestrado). Universidade Federal do Paraná, 2013.

MÓGOR, A. F.; ONO, E. O.; RODRIGUES, J. D.; MÓGOR, G. Aplicação foliar de extrato de alga, ácido L- glutâmico e cálcio em feijoeiro. **Scientia Agrária** (UFPR). v.9, p.431-437, 2008.

MÓGOR, G.; NOSEDA, M. D.; MÓGOR, A. F.; NOSEDA, M. E. D. **Ação bioestimulante do extrato e suspensões de microalga *Scenedesmus* sp.** 0000221112334151, 26 dez. 2011.

MORAIS, M. G.; COSTA, J. A. V. Perfil de ácidos graxos de microalgas cultivadas com dióxido de carbono. **Ciência e Agrotecnologia**. v.32, n.4, p.1245-1251, 2008.

NAIR, P.; KANDASAMY, S.; ZHANG, J.; JI, X.; KIRBY, C.; BENKEL, B.; HODGES, M. D.; CRITCHLEY, A. T.; HILTZ, D.; PRITHIVIRAJ, B. Transcriptional and metabolomic analysis of *Ascomyces nodosum* mediated freezing tolerance in *Arabidopsis thaliana*. **BioMed Central Genomics**, London, v.13, p.643, 2011.

OLIVEIRA, J.; MÓGOR, G.; MÓGOR, Á. F. Produtividade de beterraba em função da aplicação foliar de biofertilizante. **Resumos do VIII Congresso Brasileiro de Agroecologia** – Porto Alegre/RS – 25 a 28/11/2013.

ÖRDOĞ, V.; STRIK, W. A.; LENOBEL, R.; BANCIROVA, M.; STRNAD, M. VAN STADEN, J.; SZIGETI, J.; NÉMET, L. Screening microalgae for some potentially useful agricultural and pharmaceutical secondary metabolites. **Journal of Applied Phycology**, v.16, p.309–314, 2004.

OSMAN, M. E. H.; EL-SHEEKH, M. M.; EL-NAGGAR, A.H.; GHEDA, S. F. Effect of two species of cyanobacteria as biofertilizers on some metabolic activities, growth, and yield of pea plant. **Biology and Fertility of Soils**. v.46, p.861–875, 2010.

PELUZIO, J. M.; CASALI, V. W. D.; LOPES, N. F. Partição de assimilados em tomateiro após a poda apical. **Horticultura Brasileira**, v.13, p.41-43, 1995.
PICOLLI, E. S.; MARCHIORO, V. S.; BELLAVER, A.; BELLAVER, A. Aplicação de produtos à base de aminoácido na cultura do trigo. **Cultivando o Saber**, v.2, p.141-148, 2009.

PIJAL, A. **Respuesta del cultivo de remolacha (beta vulgaris) a la fertilización complementaria con tres bioestimulantes foliares naturales a tres dosis. Tumbaco - Pichincha.** Tesis. Ing. Agr. Quito: Universidad Central del Ecuador, Facultad de Ciencias Agrícolas. p.16-21, 2009.

PINTO, P. A. C.; MENDOZA, E. B. C.; PINTO, A. C. C.; ARAGAO, C. A.; DOURADO, F. W. N.; LIMA NETO, I. S. Eficiência agronômica de extrato de algas *Ascophyllum nodosum* (Natural WSP) aplicado na cultura da alface (*Lactuca sativa* L.). **Congresso da sociedade brasileira de ciência do solo**, Recife: SBCS, 2005.

POMPELLI, M. P.; FRANÇA, S. C.; TIGRE, R. C.; OLIVEIRA, M. T.; SACILOT, M.; PEREIRA, E. C. Spectrophotometric determinations of chloroplastidic pigments in acetone, ethanol and dimethylsulphoxide. **Revista Brasileira de Biociências**. Porto Alegre, v.11, n.1, p.52-58, 2013.

PRICE, M. L.; BUTLER, L. G. Rapid visual estimation and spectrophotometric determination of tannin content of sorghum grain. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.25, p.1268–1273, 1977.

RAZEGHIFARD, R. Algal biofuels. **Photosynthesis Research**, v.117, p.207–219, 2013.

SACRAMENTO, A. T.; GARCÍA-JIMÉNEZ, P.; ALCÁZAR, R.; TIBURCIO, A. F.; ROBAINA, R. R. Influence of Polyamines on the Sporulation of *Grateloupia* (Halymeniaceae, Rhodophyta). **Journal of Phycology**, v.40, p.887–894, 2004.

SALVADOR, C. A. **Olericultura - Análise da Conjuntura Agropecuária**. Secretaria de Estado da Agricultura e do Abastecimento(SEAEB). Departamento de Economia Rural do estado do Paraná (DERAL). Dezembro de 2012. Disponível em: <http://www.agricultura.pr.gov.br/arquivos/File/deral/Prognosticos/olericultura_2012_13.pdf>. Acesso em: 19/05/2016.

SANTOS, A. C.; AKIBA, F. Biofertilizantes líquidos: uso correto na agricultura alternativa. **Seropédica**: UFRRJ, Impr. Univers.1996. 35p.

SCHALLENBERGER, E.; REBELO, J. A.; MAUCH, C. R.; TERNES, M.; STUKER, H.; PEGORARO, R. A. Viabilização de sistema orgânico de produção de tomate por meio de abrigos de cultivo. **Revista Brasileira Agrociência**, Pelotas, v.17, p.25-31, 2011.

SELVAM, G. G.; SIVAKUMAR, K. Influence of seaweed extract as an organic fertilizer on the growth and yield of *Arachis hypogea* L. and their elemental composition using SEM– Energy Dispersive Spectroscopic analysis. **Asian Pacific Journal of Reproduction**, v.3, p.18-22, 2014. Doi: 10.1016/S2305-0500(13)60179-7.

SHAABAN, M. M.; EL-SAADY, A. K. M.; EL-SAYED, A. E. K. Green Microalgae Water Extract and Micronutrients Foliar Application as Promoters to Nutrient Balance and Growth of Wheat Plants. **Journal of American Science**. v.6, p.631-636, 2010.

SILVA, R. M. D.; BACHOLSKY, R. G.; JERÔNIMO, C. E. M. The production of biodiesel by algae: Integration with shrimp farming. **Revista Eletrônica em Gestão, Educação e Tecnologia Ambiental** Santa Maria, v.19, p.713-724, 2015.

SILVA, J. B. C.; GIORDANO, L. B. **Tomate para processamento industrial**. Brasília: Embrapa Comunicação para Transferência de Tecnologia - Embrapa Hortaliças, 2000. 168 p.

SIVASANKARI, S.; VENKATESALU, V.; ANANTHARAJ, M.; CHANDRASEKARAN, M. Effect of seaweed extracts on the growth and biochemical constituents of *Vigna sinensis*. **Bioresource Technology**, v.97, p.1745–1751, 2006.

SLOCUM, R. D.; FLORES, H. E. **Biochemistry and Physiology of Polyamines in Plants**. CRC Press, Boca Raton, FL. 1991.

SOUZA, J. L. de.; RESENDE, P. **Manual de Horticultura Orgânica**. 2.ed. Viçosa: Aprenda Fácil, 2006. 58p.

STIRK, W. A.; ÖRDOĞ, V.; VAN STADEN, J. Identification of the cytokinin isopentenyladenine in a strain of *Arthronema africanum* (Cyanobacteria). **Journal of Phycology**. v.35, p.89–92, 1999.

STIRK, W. A.; ÖRDÖG, V.; VAN STADEN, J.; JÄGER, K. Cytokinin- and auxin-like activity in Cyanophyta and microalga. **Journal of Applied Phycology**, v.14, p.215–221, 2002.

STIRK, W.A.; VAN STADEN, J. Seaweed products as biostimulants in agriculture. In Critchley AT, Ohno M, Largo DB (eds) **World seaweed resources [DVD-ROM]**: ETI Information Services Ltd, Univ. Amsterdam. ISBN: 9075000 80–4. 2006.

STIRK, W. A.; ÖRDÖG, V.; NOVÁK, O.; ROLČÍK, J.; MIROSLAV, S.; BÁLINT, P.; VAN STADEN, J. Auxin and cytokinin relationships in 24 microalgal strains **Journal of Phycology**, v.49, p.459–467, 2013.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. Porto Alegre: Artmed, 5ª ed, 2013, 620p.

TARAKHOVSKAYA, E. R.; MASLOV, Y. I.; SHISHOVA, M. F. Phytohormones in Algae. **Russian Journal of Plant Physiology**, v.54, n.2, p.163–170.DOI: 10.1134/S1021443707020021. 2007.

THOMAS, T.; THOMAS, T. J. Polyamines in cell growth and cell death: molecular mechanisms and therapeutic applications. **Cellular and Molecular Life Sciences**, v.58, p.244–258, 2001.

VARGAS, T. O.; SOUZA, A. C.; ALVES, E. P.; BARROS, C. S.; OLIVEIRA, G.; FURTADO, G. C. W.; ABOUD, A. C. S.; ARAÚJO, M. L. Caracterização agrônômica de genótipos de tomateiro “Heirloom” sob manejo orgânico no Rio de Janeiro. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.22, n.2, 2004.

WALTERS, D.R. Polyamines and plant disease. **Phytochemistry**. v.64, p. 97–107, 2003.

WINTERS, A. L.; LLOYD, J. D.; JONES, R.; MERRY, R. J. Evaluation of a rapid method for estimating free amino acids in silages. **Animal feed science and technology**, v.99(1), p.177-187, 2002.

WUANG, S. C.; KHIN, M. C.; CHUA, P. Q. D.; LUO, Y. D. Use of Spirulina biomass produced from treatment of aquaculture wastewater as agricultural fertilizers. **Algal Research**, v.15, p.59-64, 2016.

ZANARDO, N. M. T. **Purificação parcial de frações de *Saccharomyces cerevisiae* indutoras de resistência contra antracnose e avaliação de agentes bióticos (*S. cerevisiae* e Agro-Mos®) e abiótico (Bion®) na indução de resistência contra inseto (*Tuta absoluta* x tomateiro), nematóide (*Meloidogyne incognita* x pepineiro e organismo não alvo (*Bradyrhizobium elkanii* x soja)**. Tese (doutorado) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, 2009.

ZHANG, X.; SCHMIDT, R. E.; ERVIN, E. H.; DOAK, S. Creeping bentgrass physiological responses to natural plant growth regulators and iron under two regimes. **HortScience**, v.37, p.898-902, 2002.

ZHUANG, X. P.; LU, Y. Y.; YANG, G. S. Extraction and determination of flavonoid in ginkgo. **Chinese Herbal Medicine**; v.23, p.122-24, 1992.

ZODAPE, S. T.; GUPTA, A.; BHANDARI, S. C.; RAWAT, U. S.; CHAUDHARY, D. R.; ESWARAN, K.; CHIKARA, J. Foliar application of seaweed sap as bioestimulant for enhancement of yield and quality of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.). **Journal of Scientific, Industrial and Research of India**, Bangladesh, v. 70, p.215-219, 2011.